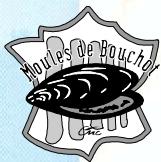
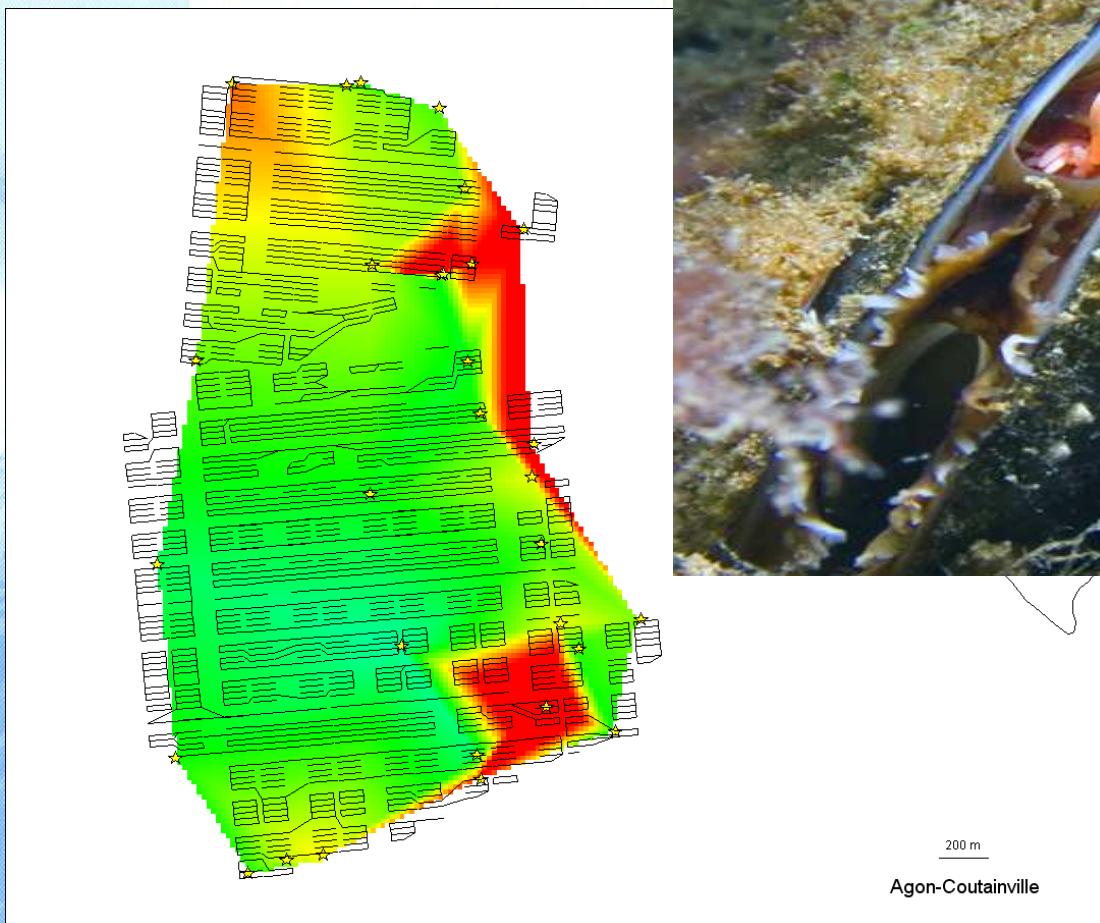




COMITE REGIONAL
CONCHYLICULTURE
Normandie/Mer du Nord



Etude et cartographie de *Mytilicola intestinalis* sur les côtes du département de la Manche



Basuyaux O., M. Forêt & C. Chataigner -
janvier 2011
SMEL/ CE – prod / 2011-01

Numéros d'identification du rapport : SMEL / CE– prod / 2010-01

Diffusion : libre

Version du document :

Validé par :

Date de publication :

Nombre de page : 27 pp + annexes

Bibliographie : oui

Illustrations : oui

Titre du rapport :

Etude et cartographie de *Mytilicola intestinalis* sur les côtes du département de la Manche

Auteurs principaux :

Basuyaux Olivier, Martin Forêt, Claire Chataigner

Organismes et adresses :

SMEL

Résidence administrative

Maison du département
Route de Candol
50008 Saint Lô Cedex

CRC

35, rue du Littoral

La filature
50560 Gouville sur mer

Centre expérimental

ZAC de Blainville
50560 Blainville sur mer
Tel : 02.33.76.57.70

Contact : obasuyaux@smel.fr

Autres participants :

Gauthier Prouvost, Nicolas Henry

DECISION DU COMITE SYNDICAL DU SMEL DU 11 mars 2010

Résumé :

Mytilicola intestinalis (cop rouge) est un copépode parasite des moules ayant provoqué de fortes mortalités au début des années 50 dans les bassins de productions européens, puis plus récemment il lui est attribué les mortalités dans le secteur du Vivier sur mer au début des années 80. Une cartographie de l'ensemble des secteurs où les moules sont présentes est réalisée dans le département de la Manche. Quasiment tous les secteurs de culture ou de pêche des moules sont touchés à l'exception de Barfleur. Des densités notables sont observées sur la côte ouest du Cotentin pouvant entraîner une baisse de l'indice de condition des moules et une plus grande sensibilité à d'autres organismes pathogènes. S'il faut relativiser les densités observées au regard de ce qui est trouvé dans d'autres régions, le risque de le voir se développer existe et d'entraîner directement ou indirectement des dégâts sur les parcs d'élevage. Des pistes sont mises en avant afin de limiter la prolifération de ce copépode. Une méthode fiable et moins coûteuse que la méthode traditionnelle par dissection est optimisée. Cette méthode pourrait permettre d'inclure le suivi du parasite dans le réseau REMOULNOR conduit par le SMEL. Afin de faciliter l'interprétation des résultats une grille de lecture est proposée.

Mots clés : *Mytilicola intestinalis*, cop rouge, *mytilus edulis*, mytiliculture, parasite, mortalité, remoulnor

Abstract:

Keywords:

Sommaire

INTRODUCTION	5
1- Variation de l'infestation au niveau d'un pieu d'élevage	8
1.1- Influence de la hauteur de l'hôte sur le bouchot	8
1.1.1- Matériel et méthode	8
1.1.2- Résultats.....	9
1.2- Influence du courant sur l'infestation par <i>Mytilicola intestinalis</i>	9
1.2.1- Matériel et méthode	9
1.2.2- Résultats.....	9
1.3- Influence de la taille des moules sur l'infestation par <i>Mytilicola intestinalis</i>	10
1.3.1- Matériel et méthode	10
1.3.2- Résultats.....	10
2- CARTOGRAPHIE DE L'INFESTATION DE <i>MYTILICOLA INTESTINALIS</i> DANS LE DEPARTEMENT DE LA MANCHE.	11
2.1. Matériel et méthodes.....	11
2.1.1- Secteur de prélèvement.....	11
2.1.2- Méthode de prélèvements	12
2.1.3- Méthode de mesure et d'observation.....	12
2.1.4- Traitement des données	13
2.2. Résultats	13
2.2.1. Infestation des différents sites	13
2.2.2. Evolution saisonnière.....	16
2.2.3. Etude fine du secteur de la pointe d'Agon	17
2.3- Discussion	19
3- Adaptation d'une méthode rapide pour la détermination de la densité de <i>Mytilicola</i> dans le réseau Remoulnor	21
3.1. Description de la technique.....	21
3.2. Utilisation dans le réseau Remoulnor	22
3.3. Interprétation des résultats	23
CONCLUSION.....	24
Bibliographie.....	25

INTRODUCTION

Apparue au début des années 60, la mytiliculture bas-Normande s'est développée extrêmement rapidement. La Basse Normandie est devenue la première région productrice de moules avec près de 38% de la production nationale mytilicole soit environ 23 550 tonnes en 2006 an (données IFREMER) auxquelles il faut ajouter les 5 000 à 9 000 tonnes de moules de pêche dit « de Barfleur » (5 311 t en 2006).

Les mytiliculteurs bas-normands pratiquent essentiellement l'élevage de moules sur bouchots ; une technique culturale sur pieu. La majeure partie des bouchots bas normands se situe sur la côte ouest du cotentin de Granville à Pirou, ainsi que l'archipel de Chausey au large. Quelques producteurs sont également présents sur le secteur d'Utah Beach dans l'Est Cotentin ainsi qu'en baie des Veys où l'on pratique un élevage sur table. Les bouchots désignent des lignes de pieux d'environ 100 mètres et comprenant jusqu'à 125 pieux par lignes. Les lignes sont généralement doubles. Les pieux, mesurant de trois à six mètres sont souvent carrés et en bois exotique offrant ainsi une meilleure longévité que les pieux traditionnels. Les mytiliculteurs bas normands s'approvisionnent en cordes de naissain (jeunes moules fixées sur des cordes de chanvre ou de coco) auprès des régions atlantiques où les conditions environnementales sont plus favorables au captage du naissain. Ces cordes sont disposées sur des chantiers durant un à cinq mois permettant ainsi au naissain de se développer. A partir du mois de juin-juillet, les cordes sont coupées et enroulées autour des pieux. Après 12 à 18 mois (entre 40 et 60 mm), les moules sont récoltées et commercialisées. L'appellation moule de bouchot permet une meilleure valorisation des produit mais doit respecter un cahier des charges strict mettant l'accent commercial sur un « taux de chair garanti ».

La moule « de Barfleur » est pêchée à la drague durant une période d'ouverture variable entre juin et décembre en fonction des stocks. Les gisements sont réparties sur la côte est de la Manche entre le Nord de Barfleur par 50 mètres de fond jusqu'au sud des îles Saint Marcouf par une profondeur d'environ 10 mètres. La moule sauvage « de Barfleur » jouit depuis 2001, d'un cahier des charges contrôlé par Normandie Fraîcheur Mer (NFM) qui encadre très précisément les conditions de pêche, de dessablage, de conditionnement et de commercialisation. Un taux de chair minimum de 23% est exigé.

La moule élevée ou pêchée en Basse Normandie dite « moule commune » ou encore « moule bleue » est l'espèce *Mytilus edulis* Linnaeus, 1758, toutefois d'autres espèces sont également présentes telles que *Modiolus barbatus* ou *Mytililus galloprovincialis*. Des hybridations peuvent exister entre cette dernière et la moule commune (Biern et al., 2003). Elle vit fixée sur un substrat dur (rocher, coquilles, coques de bateaux...) grâce à son byssus (filament externe). On la retrouve dans la zone de balancement des marées. C'est un mollusque bivalve filtreur ; sa coquille est constituée de deux valves. Ses branchies ont une double fonction au niveau de la nutrition et de la respiration. De nombreuses espèces peuvent limiter le développement des moules telles que des prédateurs (oiseaux, perceurs...), des compétiteurs (huitres, crépidules) ou encore des parasites. Toutes ces espèces peuvent avoir une influence plus ou moins importante sur l'élevage de la moule suivant les conditions environnementales, les techniques culturales pratiquées.

De nombreux parasites sont identifiés chez la moule (Chevalier, 1988 ; FAO, 2004) les plus importants sont les trématodes (*Proctoeces maculatus*, *Gymnophallus* sp., *Brucephalus mytili* [Breton, 1970], *Prosorhynchus* sp...), des protozoaires (*Marteilia maurini*), des gastéropodes (*Odostomia scalaris*) et des crustacées (décapodes : *Pinnotheres pisum* [Seed 1969] et copécopes : *Mytilicola intestinalis*).

① Ne pas confondre avec *Mytilicola orientalis* (Mori), *M. porrecta* ou *Myicola ostreae* (Sugiura-Hoshina), parasites des huîtres (Takamochi, 1935) dont les différences morphologiques ne peuvent être observées qu'au microscope par des spécialistes (Berthe, 2004). Ces espèces sont souvent présentes dans les huîtres des bassins français (His, 1977; Pollio, 1981 ; Le Pennec & Le Pennec, 2003).

Mytilicola intestinalis ① est le principal parasite. C'est un copécope vermiforme rouge (Cop rouge) pouvant mesurer jusqu'à 10 mm chez les femelles et 4 mm chez les mâles (fig. 1).

Les cinq segments thoraciques sont pourvus d'appendices dorsaux. La tête porte un œil médian rouge vif. On retrouve chez les femelles une paire de sacs ovigères à l'extrémité postérieure du corps dans lesquels l'œil rouge des larves peut être observé à travers la paroi translucide.

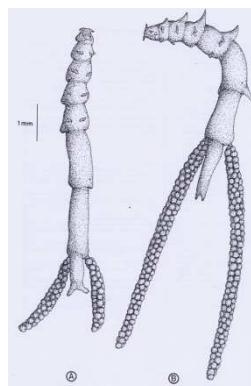


Figure 1 : A- Femelles de *Mytilicola intestinalis* Steuer
B- Femelle de *Mytilicola orientalis* Mori (Pollio, 1981).

Une description du cycle a été proposée par pollio (1981) suite aux travaux de Pesta (1907) et Costanzo (1960) (fig. 2). Le cycle vital est composé d'une planctonique de quelques jours suivi de la phase parasitaire d'une dizaine mois. La phase planctonique est décomposée en 3 stades (Nauplius, métanauplius et copécopode). L'infestation des moules intervient durant le quatrième stade (copécopode stade 1) où le parasite atteint près de 0.7 mm de longueur. Cette phase est atteinte en quelques jours mais l'infestation doit avoir lieu dans les quinze jours sous peine de mortalité de la larve (Marteil, 1976). Avant d'atteindre le stade adulte, la larve va passer par 7 stades différents (copécopodes stade I à stade VII). Ces stades sont principalement différenciés par la position et le nombre de soies portées par les pattes thoraciques (Pollio, 1981). La maturité sexuelle intervient sept à huit semaine après l'éclosion et la durée de vie peut atteindre une dizaine de mois en Manche et mer du nord et 6 mois lorsque les eaux sont plus chaudes (Korringa, 1968). La reproduction se fait à l'intérieur de l'hôte et la femelle peut donner naissance entre 200 et 300 larves (Bolster, 1954).

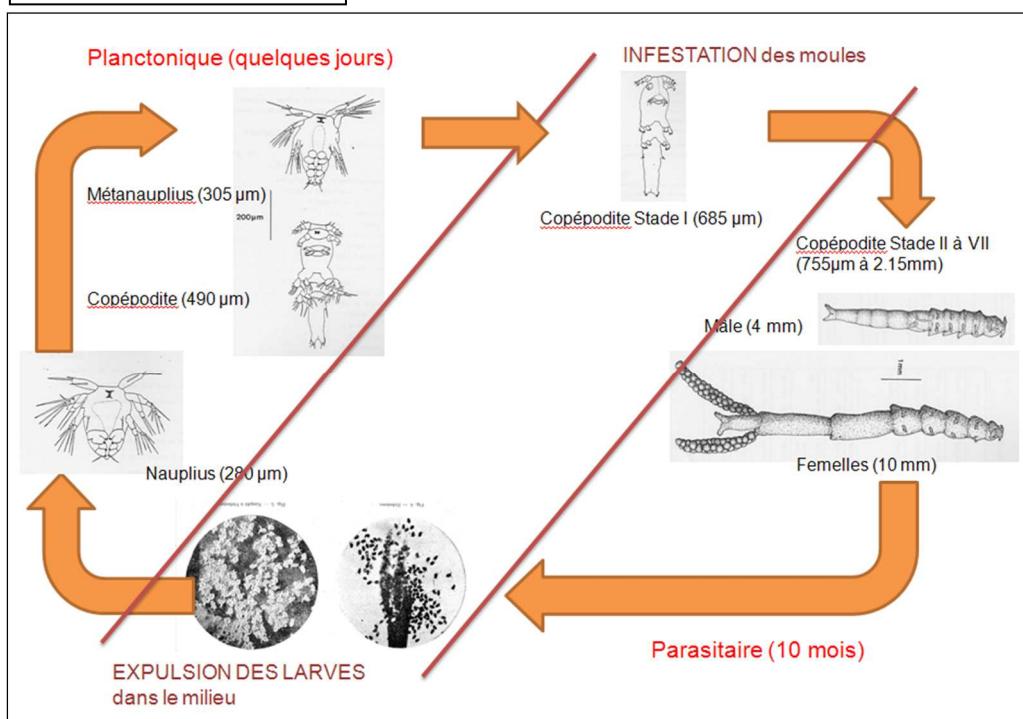


Figure 2 : Cycle de développement de *Mytilicola intestinalis* (Heldt, 1951 ; Pollio, 1981)

Découvert en 1902 (Steuer, 1902) dans le secteur de Trieste et de Naples (Italie), son ère de répartition s'est étendue progressivement jusque dans les années 50 pour infester l'ensemble des côtes européennes. Cette colonisation est probablement due aux activités mytilicoles par le transfert de moules interbassins. Il est observé pour la première fois en 1949 sur les côtes hollandaises, et provoque des ravages en 1950 sur ce même secteur réduisant par 10 la production de moules avec une qualité très médiocre (5000 t en 1950 contre 50 000 quelques années plus tôt), Korringa (1951) observe 30 à 40 juvéniles de *M. intestinalis* par moules hollandaises. Korringa & Lambert (1951) montrent qu'un des facteurs principaux dans la propagation du parasite est la densité des moules. En France, les premières mortalités sont apparues en 1960 en Charentes, puis entre 1965 et 1970, et 1982 dans la baie du Mont Saint Michel. Sur le secteur du Vivier sur mer, la production de moules a chuté de 10 000 tonnes en 1981 à 4000 tonnes en 1984. La baisse de la densité en élevage et la restructuration des parcs mytilicoles ont permis de retrouver des niveaux de productions correctes (Blateau *et al.*, 1992). En 2009, suite à une qualité de moules médiocres, une première étude est menée sur quelques points du département de la Manche par la Section Régionale Conchylicole. Les densités de *Mytilicola intestinalis* observées sur les sites d'Agon Coutainville en octobre sont inquiétantes avec une moyenne de 3 par moules et une prévalence de près de 90%, jusqu'à 10 mytilicola sont trouvés dans certaines moules (Savary, 2009). Toutefois, des observations réalisées sur des moules d'élevage de Chausey montrent des infestations bien inférieures (1 *M. intestinalis* par moule et une prévalence de 15%).

Suite à ces premiers résultats le CRC a mandaté le SMEL pour réaliser une étude plus complète sur l'ensemble des sites de production de moules en Basse-Normandie.

Une étude poussée de la dynamique de ce parasite sur les côtes anglaises a permis de montrer un cycle saisonnier du développement de *M. intestinalis*. Les observations sur une période de 10 années montrent un minimum observé en fin de printemps et un maximum en automne (fig. 3), la population de mytilicola pouvant être multipliée par 10 entre ces deux périodes (Davey *et al.*, 1978 ; Davey, 1989).

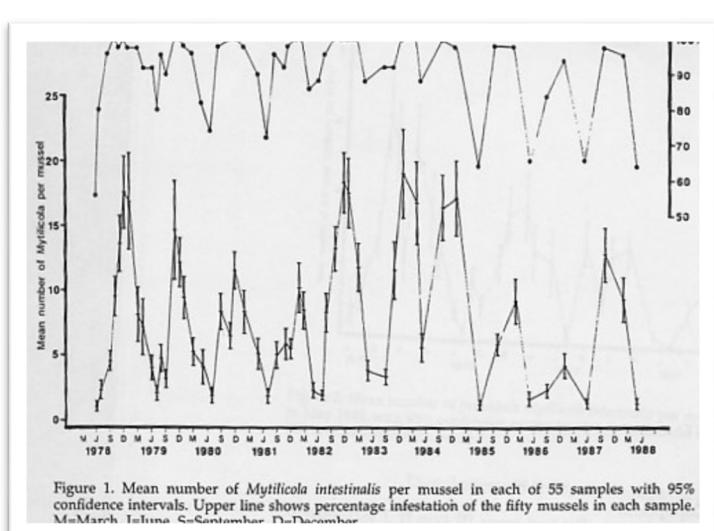


Figure 3: Evolution saisonnière du nombre de Mytilicola par moule sur les côtes anglaises (Davey, 1989)

Ainsi, deux cartographies de l'ensemble des côtes du département de la Manche vont être établies, l'une durant les mois d'avril et mai où la population est minimale et l'autre en octobre et novembre où la population est maximale. L'étude comportera les sites de production mais également les moules trouvées sur les rochers ainsi que les moules péchées à la drague dans l'Est du département. Entre ces deux périodes un suivi mensuel sur un secteur va être réalisé. D'autre part, afin de mieux comprendre les facteurs influençant la densité dans les moules, une étude plus fine sera réalisée sur le plus grand secteur de production de Basse Normandie (La pointe d'Agon).

1- Variation de l'infestation au niveau d'un pieu d'élevage

1.1- Influence de la hauteur de l'hôte sur le bouchot

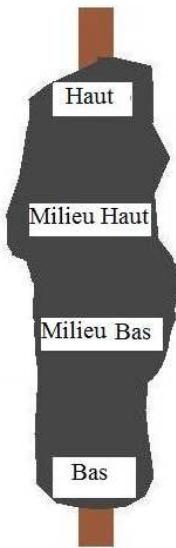


Figure 4 : schéma de prélèvement « hauteur sur le pieu »

Il semble que l'infestation de la moule par *Mytilicola* soit notamment influencée par la position de l'hôte sur l'estran (Dethlefsen V, 1985). Or la technique d'élevage principalement utilisée dans la Manche est l'élevage sur bouchot. Ainsi la hauteur sur le pieu de l'hôte est un facteur pouvant potentiellement influencer l'infestation de la moule par *Mytilicola*.

1.1.1- Matériel et méthode

1.1.1.1. Prélèvements

Cette étude a été effectuée sur le secteur d'Annoville. Deux sites de prélèvements ont été choisis; un situé au nord du site sur la concession n° 3055 (moules de 2 ans) et l'autre plus au sud sur la concession n°2861 (boudinage de moules d'un an). Le pieu a été divisé en 4 parties : deux parties extrêmes (bas et haut) correspondant au 30 cm à chaque extrémité du pieu ainsi que deux parties intermédiaires (« milieu bas » et « milieu haut ») situées aux tiers du pieu (fig. 4). Les moules d'une taille comprise entre 30 et 45 mm ont été prélevées sur quatre à cinq pieux successifs en milieu de ligne. Trente moules sont prélevées pour chaque hauteur.

1.1.1.2. Méthode de mesure et d'observation

Les 30 moules sont passées au four micro-onde (900W) 1min et 40 secondes afin de les ouvrir et placées sur papier absorbant. Le poids total, le poids de chair et le poids de coquille sont mesurés à l'aide d'une balance électronique ($\pm 0.01g$), la coquille est mesurée à l'aide d'un pied à coulisse ($\pm 0.01mm$).

Selon la méthode décrite par Lambert (1951) et reprise par Savary (2009), chaque moule est disséquée pour en extraire l'estomac et l'intestin (Ph. 2); le manteau et les branchies sont séparés du reste du corps par deux incisions longitudinales de part et d'autre du corps de l'animal. Le reste du corps est ensuite placé de profil afin d'extraire le pied, le ligament et les muscles par un écartement des deux parties et par une extraction du muscle de fermeture des valves (Ph. 3). Le reste est légèrement écrasé entre deux lames de verre et l'observation se fait sous une loupe binoculaire avec lumière assez forte.

Le comptage se fait en différenciant trois tailles de *Mytilicola*, les juvéniles, les adultes entre 3 et 6 mm et les femelles. Le nombre de femelles comportant des sacs ovigères est également noté.



Photo 1 : Zone de prélèvement sur les bouchots.



Photo 2 & 3 : Préparation des moules avant observation (Savary, 2009).

1.1.2- Résultats

Le taux d'infestation des moules est d'environ 83% pour chacun des prélèvements sur les moules de 1 an boudinée sur le bouchot. Ce taux est de 31% en moyenne sur le bouchot supportant les moules de deux ans mais avec un taux plus important sur le bas du pieu de l'ordre de 57%.

Le nombre de mytilicola moyen par moule n'est pas globalement significativement ($P=0.18$, $\alpha=0.05$) différents selon le point de prélèvement sur le bouchot. Il semble néanmoins que les moules de bas de pieu contiennent un peu plus de mytilicola. Cette différence est significative entre le bas de pieu et le milieu haut. D'autre part, sans que la différence soit significative, le haut des pieux semble également légèrement plus infesté Fig. 4 & 5).

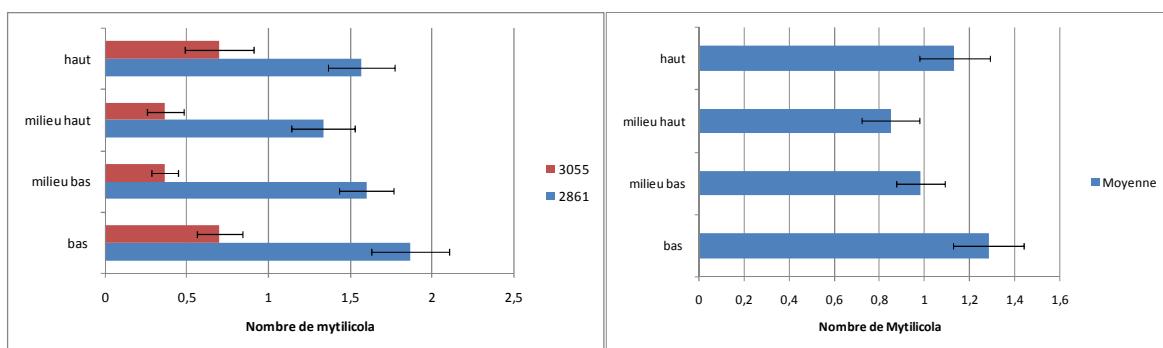


Figure 4 & 5 : Nombre moyen de mytilicola par moule observé en fonction de la prise d'échantillon sur le pieu.

1.2- Influence du courant sur l'infestation par *Mytilicola intestinalis*

Si la position en hauteur de l'hôte peut influencer l'infestation par *Mytilicola*, la position par rapport au courant pourrait également être un facteur contrôlant le développement de *Mytilicola* sur le pieu. En parallèle des observations précédentes, des moules ont été prélevées sur le flanc nord et sud des pieux. Les courants résiduels de marée étant de direction Sud-Nord sur la côte ouest du cotentin (Salomon & Breton, 1993).

1.2.1- Matériel et méthode

Ces observations ont été effectuées sur le secteur d'Annoville sur les mêmes points de prélèvements (Voir paragraphe 1.1.1)

1.2.2- Résultats

Aucune différence significative ($P=0.88$, $\alpha=0.05$) n'est observée sur le nombre moyen de mytilicola dans les moules en fonction de la position par rapport au courant (Fig. 6).

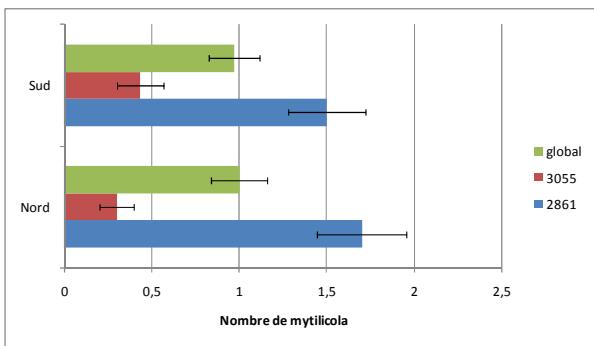


Figure 6 : Nombre moyen de mytilicola par moule observé en fonction du courant.

1.3- Influence de la taille des moules sur l'infestation par *Mytilicola intestinalis*

1.3.1- Matériel et méthode

Les moules sont prélevés sur les concessions n°2861 et 3055 sur le secteur d'Annoville au mois d'avril puis au mois de novembre. La méthode d'observation est la même que précédemment (paragraphe 1.1.1).

1.3.2- Résultats

Les tests en régression montrent qu'il n'y a pas de relation significative ($p=35$ & $p=0.80$) entre la taille de la moule et le nombre de mytilicola pour les moules d'1 et 2 ans (fig. 7 & 8).

Par contre, il semble y avoir une relation significative pour le naissain ($P<0.001$). Plus les moules sont petites, moins elles sont infestées par mytilicola. Toutefois, des moules de 15 mm peuvent déjà être infestées en faible quantité ; 1 ou 2 mytilicola au mois de novembre (fig. 9).

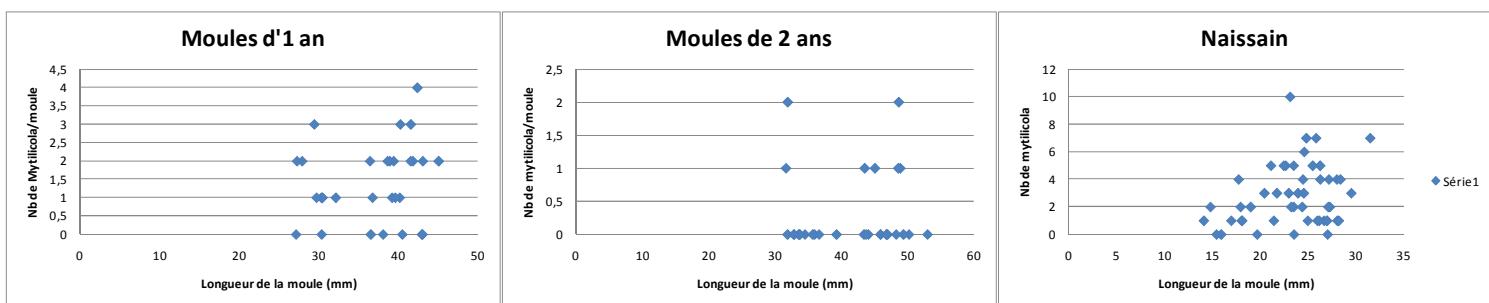


Figure 7, 8 & 9 : Nombre moyen de mytilicola par moule observé en fonction de la taille des moules.

2- CARTOGRAPHIE DE L'INFESTATION DE *MYTILICOLA INTESTINALIS* DANS LE DEPARTEMENT DE LA MANCHE

2.1. Matériel et méthodes

2.1.1- Secteur de prélèvement

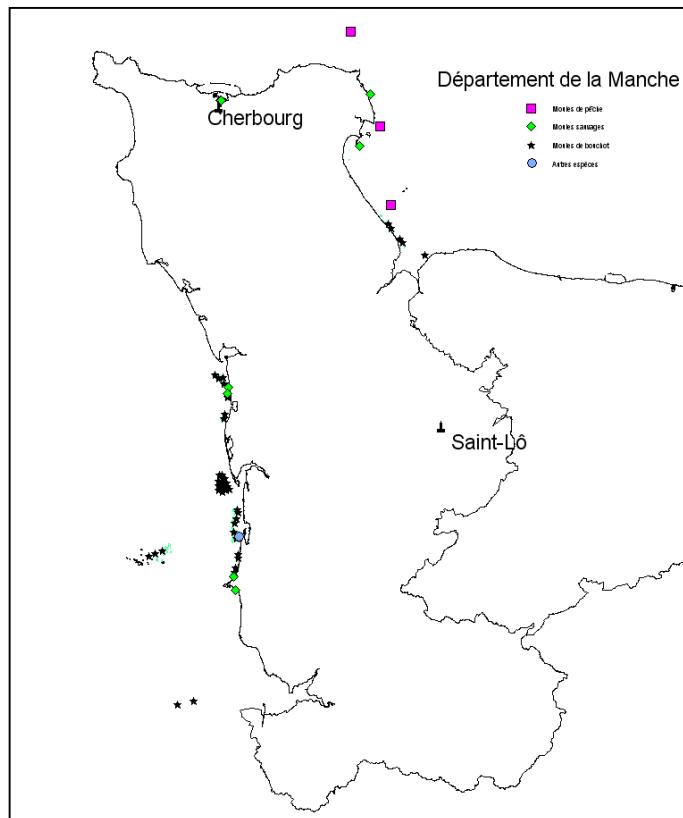


Figure 10 : Point de prélèvement

L'ensemble des secteurs mytilicoles compris entre le Vivier sur mer (35) à la baie des Veys (14) ont fait l'objet d'un échantillonnage minimum de 2 prélèvements par sites (fig.4). Cet échantillonnage est porté à 3 prélèvements sur les îles de Chausey, sur le secteur de Pirou nord et de 14 sur le secteur de la pointe d'Agon ; soit un total de 43 prélèvements sur des moules d'élevage (fig. 5). Des prélèvements supplémentaires ont été réalisés sur le site d'Agon afin d'obtenir une cartographie plus fine durant la période printanière.

Des prélèvements ont été réalisés sur les secteurs de pêche de l'Est Cotentin (dit moule « de Barfleur ») sur 3 secteurs : Ravenoville, Réville et Barfleur.

D'autre part, des moules d'estran dites « sauvages » ont été prélevées sur les rochers ou sur les pontons (Port de Cherbourg) dans les différents secteurs où des moules sont naturellement présents dans le département de la Manche soit 7 secteurs entre Hacqueville (au sud de Granville) et St Vaast la Hougue.

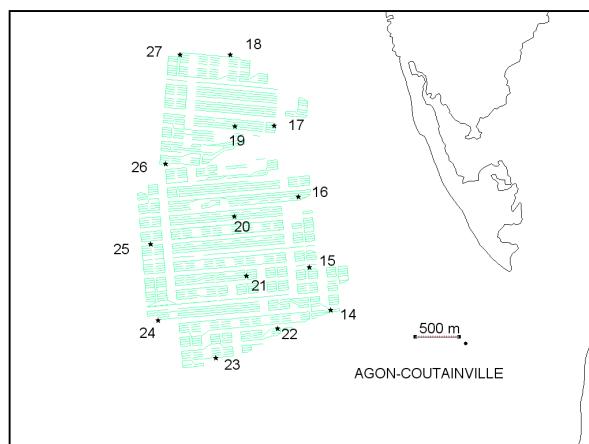


Figure 11: Point de prélèvement sur le site d'Agon

Durant la première campagne, quelques prélèvements d'autres coquillages ont été réalisés sur le secteur de Briqueville sur mer ; couteaux, coques, palourdes, crépidules.

2.1.2- Méthode de prélèvements

Pour chaque prélèvement plus de 30 moules dont la taille est comprise entre 35 et 45 mm dans la mesure du possible sont récoltées. Lorsqu'il s'agit de moules de bouchot, elles sont cueillies de façon aléatoire en une à une dans la partie médiane du pieu de façon homogène par rapport à l'orientation du courant. Ce prélèvement est réalisé par marée de vive eau à pied ou à partir d'une embarcation. Les prélèvements ne sont pas faits sur les 5 premiers pieux d'une ligne afin d'éviter l'effet « bordure ». Les moules du site de Barfleur étant disposées par 50 mètres de profondeurs, le prélèvement est réalisé par les pêcheurs professionnels à partir d'une drague. Pour les sites de Ravenoville et Réville, les prélèvements sont effectués en plongée en scaphandre autonome. Les coordonnées GPS de chaque site de prélèvement en annexe 1.

Deux périodes de prélèvements ont été réalisées afin de correspondre aux minima et maxima supposées de l'infestation ; la première en avril-mai et la seconde en octobre-novembre.

2.1.3- Méthode de mesure et d'observation

Les 30 moules sont passées au four micro-onde (900W) 1min40 secondes afin de les ouvrir et placée sur papier absorbant. Le poids total, le poids de chair et le poids de coquille sont mesurés à l'aide d'une balance électronique ($\pm 0.01g$), la coquille est mesurée à l'aide d'un pied à coulisse ($\pm 0.01mm$).

Selon la méthode décrite par Lambert (1951) et reprise par Savary (2009), chaque moule est disséquée pour en extraire l'estomac et l'intestin; le manteau et les branchies sont séparés du reste du corps par deux incisions longitudinales de part et d'autre du corps de l'animal. Le reste du corps est ensuite placé de profil afin d'extraire le pied, le ligament et les muscles par un écartement des deux parties et par une extraction du muscle de fermeture des valves. Le reste est légèrement écrasé entre deux lames de verre et l'observation se fait sous une loupe binoculaire avec lumière assez forte.

Le comptage se fait en différenciant trois tailles de *Mytilicola*, les juvéniles, les adultes entre 3 et 6 mm et les femelles. Le nombre de femelles comportant des sacs ovigères est également noté.

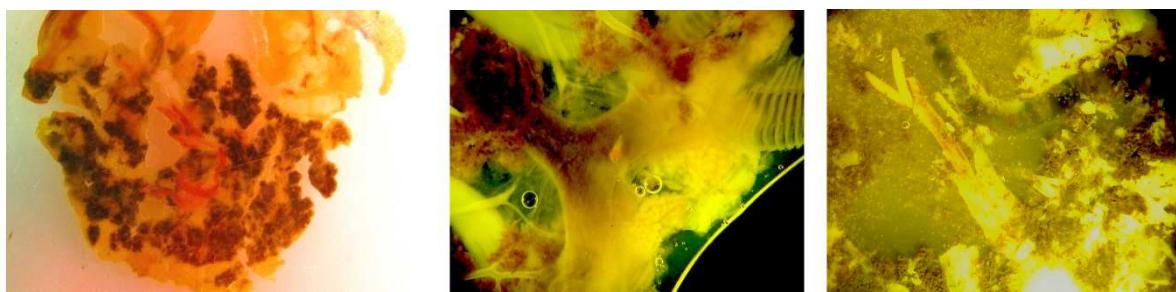


Photo 4, 5 & 6 : Préparation entre deux lames de verres – Une larve est observée sur la seconde photo et une femelle sur la troisième.

2.1.4- Traitement des données

L'indice de condition (IC) est calculé suivant la formule suivante :

$$IC = \frac{\text{Masse de chair}}{\text{Longueur}^3}$$

L'analyse statistique est réalisée par ANAVA en utilisant le logiciel Statview 5.0

La cartographie est réalisée avec le logiciel MapInfo professionnel 8.0 Le modèle utilisé pour cette cartographie est TIN interpolator [cell size : 0,04 km ; tolérance : 0,005 ; distance : 60 ; feature Angle : 25].

1.2. Résultats

1.2.1- Infestation des différents sites

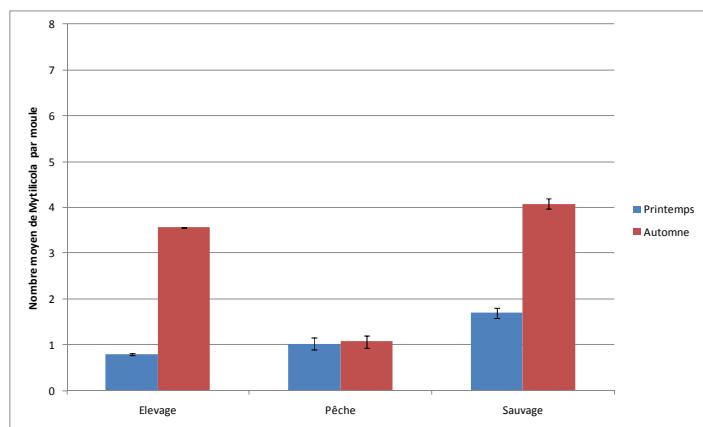


Figure 12: Nombre moyen de Mytilicola dans les moules d'élevage, de pêche et « sauvages » du département de la Manche.

Le nombre de *mytilicola intestinalis* varie de façon très significative en fonction de la période de prélèvement (printemps / automne). Tout prélèvement confondu, la moyenne est de 0.9 et 0.8 mytilicola par moule en avril et mai contre 3.9 mytilicola par moule en octobre ((P<0.0001, $\alpha=0.05$) soit un rapport de l'ordre de 5 entre le printemps et l'automne. Ce nombre varie également très significativement en fonction de l'origine des prélèvements (moules d'élevage, moules de pêche, et moules sauvage) (P<0.0001, $\alpha=0.05$) (Fig.12).

2.2.1.1- Les moules « de pêche »

Les plus faibles densités sont observées sur les moules de pêche mais des différences importantes sont observées entre les sites (Fig. 12).

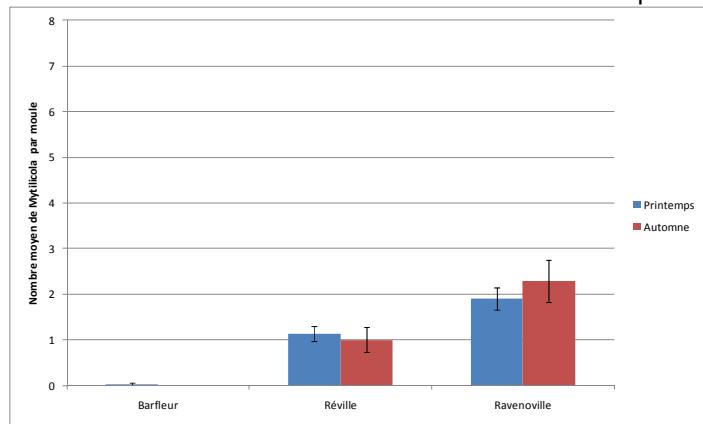


Figure 12: Nombre moyen de Mytilicola dans les moules de pêche du département de la Manche.

mytilicola a été observé sur l'ensemble des 30 moules disséquées (soit 0.03 mytilicola par moules).

Les moules pêchées au large de Barfleur par 50 m de profondeur ne sont pas infestées par Mytilicola. L'infestation la plus importante est observée sur les moules prélevées au large de Ravenoville. Toutefois, contrairement à la tendance générale, peu de différences sont observées entre le taux d'infestation printanier et automnal. Sur ces sites, deux populations de moules cohabitent, de jeunes moules (15-30 mm de longueur) très nombreuses jouxtent quelques moules plus anciennes (70-90 mm de longueur)(Ph. 8). Or les jeunes montrent une infestation très faible, puisque 1 seul



Photo 7 & 8 : Moules de pêche de Réville et Ravenoville où deux populations se distinguent

2.2.1.2- Les moules « sauvage »

Les moules « sauvages » collectées sur les rochers ou sous les pontons portuaires (Cherbourg) montrent des différences significatives entre les sites. Tous les sites montrent des densités plus importantes en automne qu’au printemps. D’autre part, les sites les moins infestés au printemps sont également les sites les moins infestés en automne (exemple : Hacqueville, Cherbourg)(Fig. 12). Le site le plus infesté est Saint Vaast la Hougue avec des densités de 3.7 et 5.7 mytilicola par moule au printemps et en automne. Malgré l’isolement, la spécificité des eaux du port de Cherbourg (forte dessalure en surface) et la position des moules (sur ponton flottant), les densités sont de 2.9 mytilicola par moule en automne.

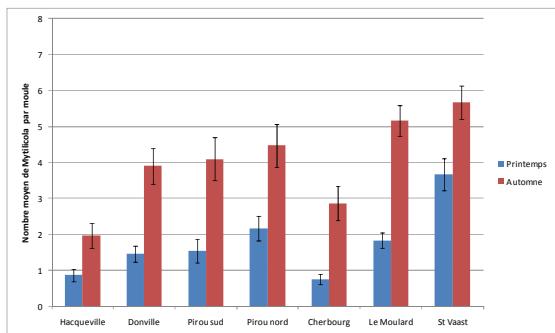


Figure 12: Nombre moyen de Mytilicola dans les moules dite « sauvages » du département de la Manche.

Sur la côte Ouest du Cotentin, un gradient Sud-Nord de l’infestation est constaté.

2.2.1.3- Les moules d’élevage

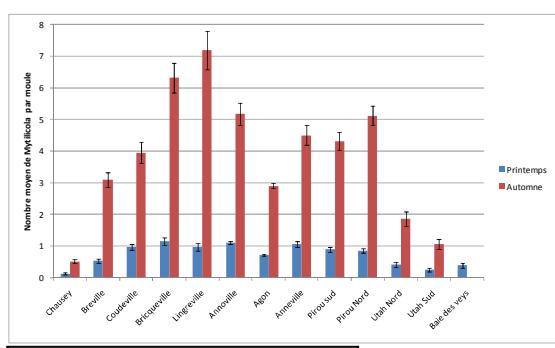


Figure 13: Nombre moyen de Mytilicola dans les moules de bouchot du département de la Manche.

Concernant les moules d’élevage sur bouchot, les densités de Mytilicola sont systématiquement supérieures en automne par rapport au printemps. Ce rapport, égal à 5, est sensiblement le même d’un site à l’autre (Fig.13). En automne, les densités atteignent plus de 7 mytilicola par moule à Lingreville avec certaines moules infestées de 24 mytilicola. Le maximum observé est de 28 mytilicola dans une moule sur le site d’Annoville ! Tous les sites de la côte ouest présentent des occurrences supérieurs à 90% et la majorité des sites ont un taux d’infestation de 100 % (toutes les moules abritent au moins 1 mytilicola). Un gradient Sud-Nord est assez marqué mais s’interrompt au niveau du havre de Régnevile. Ainsi, le grand secteur de la pointe d’Agon est légèrement moins impacté.

Sur la côte Est ainsi qu’à Chausey, les densités de mytilicola par moule sont beaucoup plus faibles. Sur le secteur d’Utah la densité maximale ne dépasse pas deux mytilicola par moules en moyenne.

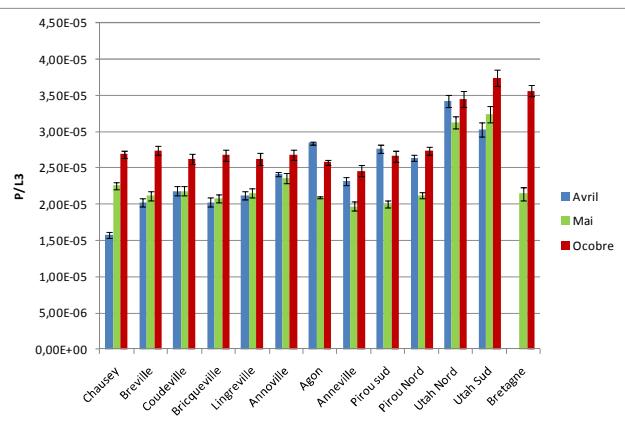


Figure 14: Indice de condition (P/L3) dans les moules de bouchot du département de la Manche.

Le rapport P/L3 varie significativement d'un site à l'autre ($P<0.0001$, $\alpha=0.05$) mais il est également variable en fonction de la saison. D'une manière globale ce rapport, étroitement corrélé au remplissage des moules, est plus important en automne qu'au printemps.

Les indices des moules des sites de la côte Est (Utah) sont supérieurs à celui de la côte Ouest. Le site de Chausey montre un indice très faible en avril mais augmente sensiblement en mai. Les moules des sites de la côte ouest ont un indice assez proche les uns des autres avec toutefois deux sites qui se distinguent à cause de leur valeur d'indice plus faible en automne ; Agon et Anneville sur mer. En comparaison, les moules prélevées en Bretagne

ont un indice supérieur à la côte Ouest et proche de la côte Est.

L'analyse de l'indice dans les moules d'élevage de la côte ouest du Cotentin montre qu'au printemps, le rapport P/L3 diminue globalement en fonction du nombre de mytilicola observé. La diminution de ce rapport est significative à partir de 3 mytilicola (sauf pour 5).

Par contre, en automne, ce rapport est plus difficile à interpréter, néanmoins, les moules ne contenant pas de mytilicola ont un indice moyen supérieur à celles en contenant au moins 1, mais il n'y a pas de différences significatives à partir de 1 mytilicola jusqu'à 9...

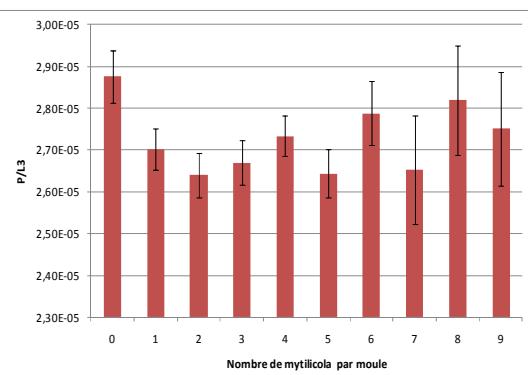
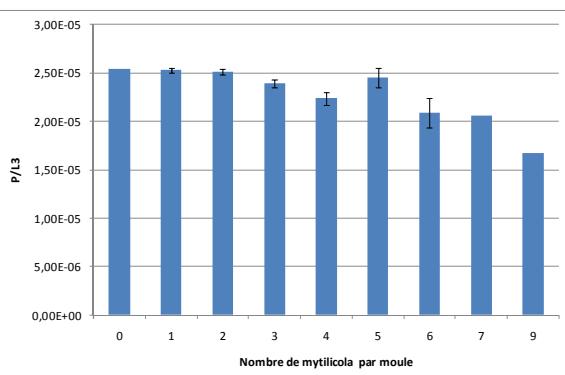


Figure 15 & 16: Indice de condition (P/L3) en fonction du nombre de mytilicola par moule (au printemps et en automne).

2.2.1.4- Les autres espèces

Les prélèvements réalisés au printemps sur d'autres espèces ne montrent pas de présence de *Mytilicola intestinalis* dans les couteaux, coques, palourdes et crépidules.

1.2.2. Evolution saisonnière

Le suivi mensuel réalisé sur le site d'Annoville montre des variations très significatives du nombre de *Mytilicola* par moule. Le minimum d'infestation est observé fin avril et le maximum fin octobre. Le point de fin novembre est évalué à partir de la technique enzymatique permettant une observation d'un nombre supérieur de *Mytilicola* par rapport à la technique classique par dissection. Le rapport entre le minimum et le maximum est de l'ordre de 7 à 8.

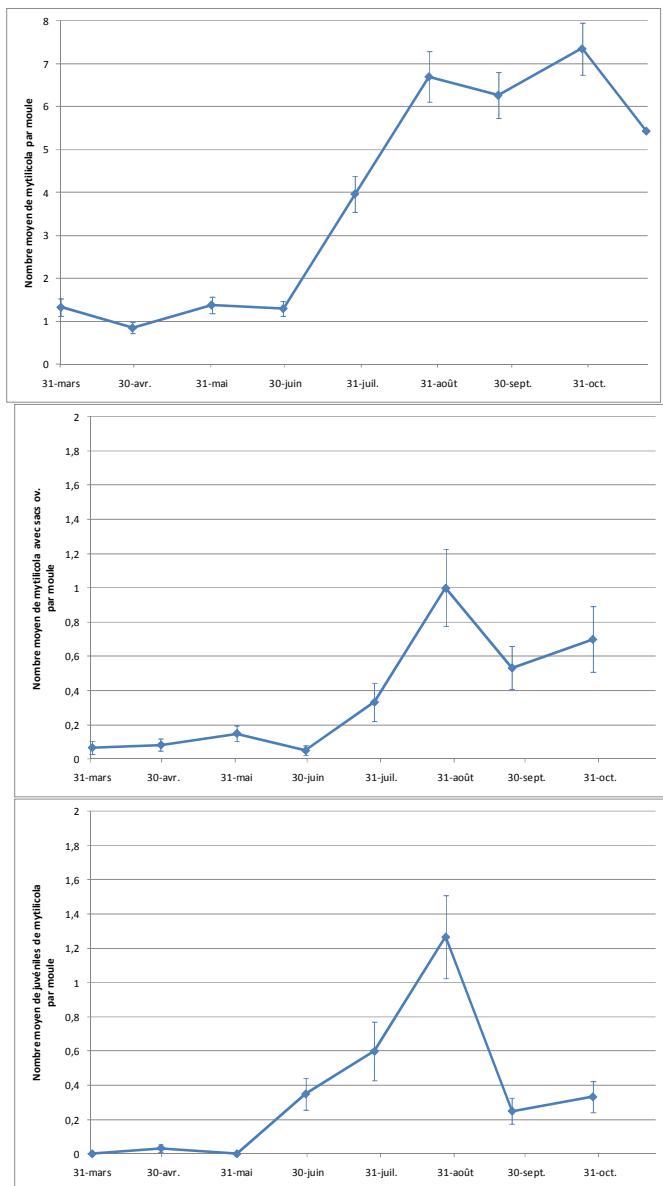


Figure 17, 18 & 19: Evolution saisonnière du nombre de mytilicola par moule sur le secteur d'Annoville (Nombre total, Nombre de femelle avec sac ovigère, nombre de juvénile).

Le nombre de femelles avec des sacs ovigères augmente durant l'été en nombre, toutefois il est relativement stable (env. 10%) par rapport au nombre total de mytilicola dès le mois d'avril.

Les juvéniles (longueur <3 mm) sont observés à partir du mois de juin et leur nombre augmente jusque fin août. En proportion de la population totale, c'est au mois de juin qu'ils sont les plus nombreux avec 27% contre 19% fin août.

Les moules prélevées en mars sont les plus maigres. L'indice augmente ensuite pour atteindre un plateau et se stabiliser à partir du mois de juillet.

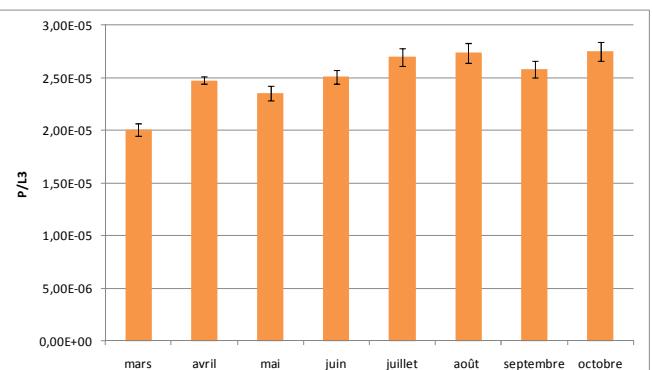


Figure 20: Evolution saisonnière de l'indice de condition des moules sur le secteur d'Annoville.

1.2.3. Etude fine du secteur de la pointe d'Agon

Au mois d'avril, des différences significatives sont observées sur les points de prélèvement de la pointe d'Agon ($P<0.0001$, $\alpha=0.05$). Une cartographie permet d'identifier des secteurs où la densité est la plus élevée. Toutefois, ces densités sont souvent corrélées avec l'âge des moules, en effet, les moules de deux ans (1.28 ± 0.10) sont plus infestées que les moules d'un an (0.63 ± 0.03) ($P<0.001$, $\alpha=0.05$).

Ainsi, la cartographie réalisée en supprimant ces moules de deux ans permet de distinguer trois secteurs de plus fortes densités en *Mytilicola* : un secteur au sud, un secteur au nord et un secteur à la côte. Le secteur sud semble corrélé à une mise sur pieux précoce des cordes (juin). Alors que le secteur proche de la côte semble corrélé à la présence au sol de nombreuses moules dont une observation montre une forte densité de *mytilicola* par moule (2.2 *mytilicola* par moule contre 0.7 en moyenne sur les bouchots).

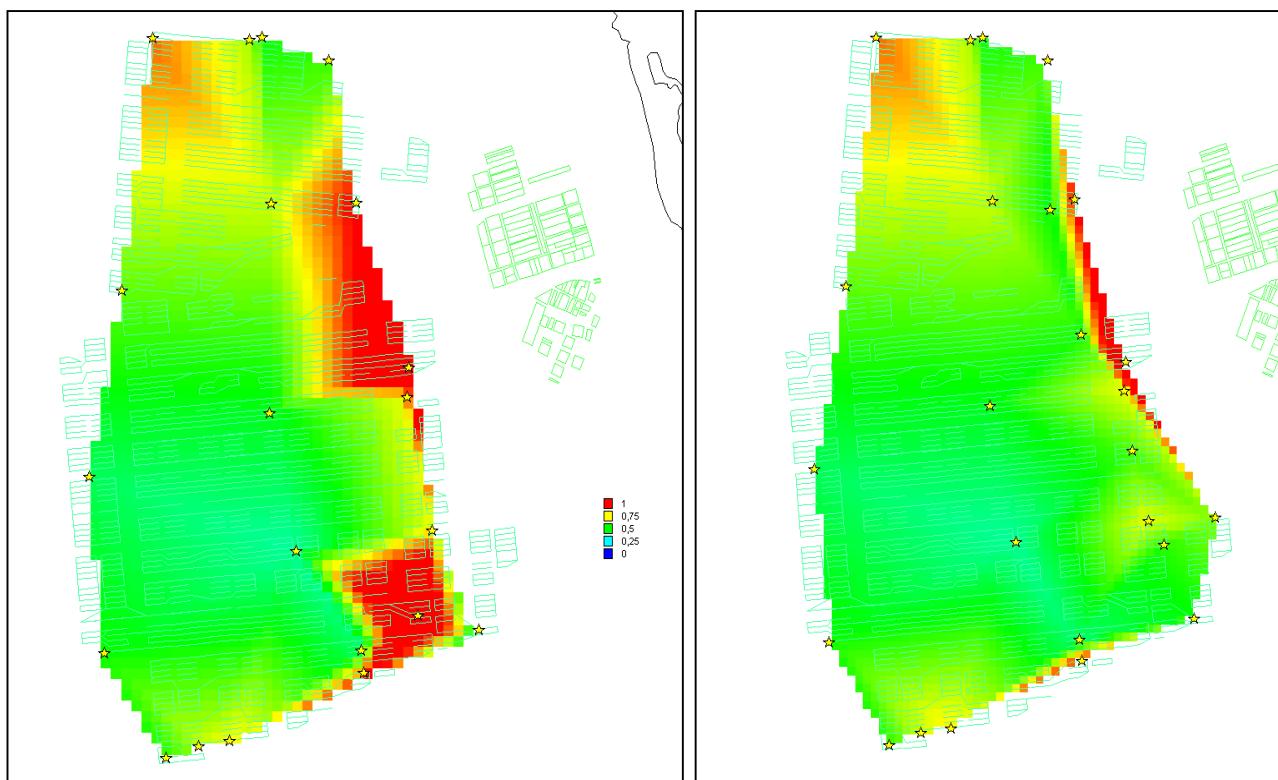


Figure 21: Cartographie du nombre de *mytilicola* moyen au printemps sur le site de la pointe d'Agon

Figure 22: Cartographie du nombre de *mytilicola* moyen au printemps sur le site de la pointe d'Agon dans les moules d'1 an.

La campagne du mois d'octobre ne montre pas de différence significative globalement entre les points ($P>0.05$, $\alpha=0.05$), toutefois, quelques points semblent avoir des densités légèrement supérieures, notamment dans le nord et le sud de la zone

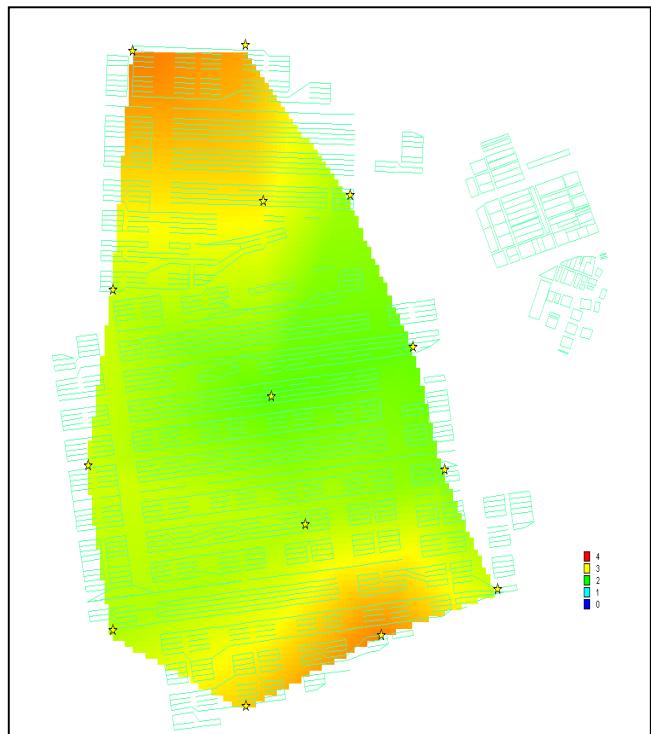


Figure 22: Cartographie du nombre de mytilicola moyen en automne sur le site de la pointe d'Agon.

2.3- Discussion

L'observation systématique de *mytilicola intestinalis* dans les moules du littoral de la Manche montre que ce parasite est présent partout mais avec des densités très variables d'un site à l'autre. Les moules trouvées à l'état sauvage sur les rochers abritent des densités maximales de mytilicola. A l'inverse les moules pêchées au large de Barfleur par une profondeur de 50 mètres en sont quasiment exemptes. Il est possible de classer les moules de bouchot en 3 secteurs : Chausey très peu infesté, la côte Est peu infesté, et la côte ouest infesté. Les densités de mytilicola observées dans les moules sont minimales en juin puis augmente jusqu'en automne pour atteindre parfois 7 à 8 mytilicola par moules. Toutefois, les valeurs trouvées sont à relativiser par rapport à ce qui est évalué sur d'autres sites. Des observations réalisées durant cette étude sur le secteur de la Baie de la Fresnaye (22) ainsi que dans le secteur du Vivier sur mer (35) montrent des densités du même ordre voire supérieure que les densités maximales observées sur la côte ouest du Cotentin. Korringa (1951) indique que 5 à 10 mytilicola par moule peut entraîner un affaiblissement puis la mort des moules alors que 1 à 3 ne présente pas de danger. Ceci est confirmé par Meyer et Mann (1951) qui trouvent moins d'une dizaine de mytilicola en Allemagne dans un secteur présentant des mortalités. Korringa compte dans certains secteurs de Hollande, jusque 20 mytilicola par moule en moyenne au mois de mai, conduisant à une très forte mortalité en août de la même année. Il fait état de 30-40 mytilicola par moule au mois de juin. Au regard du développement important de la quantité de mytilicola entre le mois de mai et d'aout, il est probable que des densités de 60 à 80 mytilicola fut atteintes par moule. De son côté Davey (1989) indique des quantités moyenne de 10 à 20 en automne en fonction des années sur les côtes britannique de la Cornouailles sans toutefois noter de fortes mortalités. Blateau (1989) observe, en Baie du mont Saint-Michel, des moyennes de l'ordre de 6 dans des moules (de 30 mm) sur corde en septembre 1988 soit quelques années après les fortes mortalités de l'hiver 1981. D'autres auteurs considèrent que *Mytilicola intestinalis* n'est pas l'unique responsable des mortalités observées mais que sa présence contribue au développement d'autres pathogènes (Dollfus, 1951). Ainsi, les densités maximales observées sur la côte ouest du Cotentin ne semblent pas avoir atteint les seuils critiques dénombrés en période de mortalité toutefois elles peuvent provoquer un affaiblissement et par conséquence accentuer un risque envers d'autres organismes pathogènes.

Perez-Camacho *et al.* (1997) montrent que le taux d'ingestion ne semble pas perturbé par la présence de mytilicola mais que les moules présentent un indice de condition plus mauvais. Gee *et al.* (1977) montrent également que l'indice de condition diminue lorsque le nombre de mytilicola dépasse 25. Bayne *et al.* (1978) indiquent qu'au-delà de 10 parasites, le taux d'ingestion diminue. D'autre part, il semble que les gonades femelles des moules présentent des signes d'altérations lorsque les moules sont hautement infestées (Durfort, 1980). Toutefois, tous les auteurs indiquent que ces données sont fonctions de différents facteurs comme la température, la quantité d'aliment disponible et qu'il n'est pas toujours aisés de relier certaines mortalités à la densité de mytilicola observées...

Nos observations printanières semblent indiquer que *Mytilicola intestinalis* provoque une diminution de l'indice de condition dès lors que leur nombre est supérieur à 3 dans la moules. En automne, il semble y avoir une diminution dès le premier mytilicola mais les résultats obtenus sont difficiles à interpréter. Des études de l'intestin de *Mytilus edulis* montrent que le parasite provoque des changements au niveau de la paroi intestinale ; des cellules ciliées sont remplacées par des cellules non ciliées (Couteaux-Bargeton, 1953 ; Moore *et al.*, 1978). Cette modification cellulaire à laquelle

s'ajoute une irritation de la paroi intestinale pourrait entraîner des perturbations digestives et donc un amaigrissement.

Mytilicola intestinalis va infester les moules lorsqu'il atteint le stade copépodite, il mesure alors entre 0.4 à 0.7 mm selon les auteurs. L'infestation se fait par la voie alimentaire, ainsi les moules les plus jeunes ne peuvent être infestées. Nous avons observé des moules infestées à partir de 15 mm. Cette observation correspond aux données de Blateau (1989) en Baie du Mont Saint Michel, qui montre déjà une infestation de 0.6 mytilicola par moule pour des moules de 15.9 ± 3.4 mm. Brienne (1964) n'a pas détecté de mytilicola dans les moules dont la taille est inférieures à 10 mm, qu'entre 11 et 15 mm, les moules sont peu infestées (7%) mais que celle-ci augmente rapidement entre 15 et 20 mm pour atteindre 79% d'infestation à partir de 26-30 mm. Goater & Weber (1996) observent que les moules sont infestées à partir de 20 mm et Paul (1983) observe que seul les moules supérieures à 20-30 mm sont infestées en Galice. Bien que la taille minimum doit être liée à la capacité des moules d'ingérer des particules de l'ordre de 0.5 mm, il est possible qu'elle varie en fonction de l'espèce de moule ainsi que des conditions du milieu en notamment de la température.

Les conditions externes vont modifier le cycle développement du parasite. Davey et Gee (1988) ont modélisé le cycle du copépode. L'ensemble des phases de développement est fortement dépendant de la température du milieu. Il semble que deux populations de *Mytilicola intestinalis* cohabitent dans l'estomac et l'intestin des moules, chacune d'elle avec deux périodes de pontes. Ces deux périodes se chevauchent en juin/juillet et provoquent alors l'augmentation très rapide des densités dans les moules. Ensuite, les pontes se succèdent, augmentant ou maintenant la densité à un niveau élevé. Dans ce cycle, les températures inférieures à 7°C semblent provoquer de forte mortalité du copépode, de même que les températures élevées ($>22^{\circ}\text{C}$). Ainsi, les cycles vont être différents en fonction des sites. Davey *et al.* (1978) en Cornouaille obtiennent des densités maximales en décembre/janvier mais les températures dans ce secteur se maintiennent à des niveaux assez élevés grâce au Gulf Stream ($>10^{\circ}\text{C}$). Contrairement à nos observations, Campbell (1970) indique que les juvéniles sont en permanence présent dans les moules proche de Brighton (Sussex). Robledo *et al.* (1994a) Indiquent également qu'en Espagne que le maximum d'infestation est observé en janvier/février, mais dans d'autres secteurs la prévalence augmente de décembre à mai et diminue ensuite jusqu'en septembre (Robledo *et al.*, 1994b). Or ce cycle est en contradiction complète avec nos observations. Les auteurs proposent que la densité des moules ainsi que les courants peuvent avoir un effet important sur la densité de mytilicola. Il est également possible que les différences de températures minimales et maximales modifient profondément le cycle de développement. Dans des sites où la température de l'eau est comparable à la notre, Dethlefsen (1975), en Allemagne, trouve des résultats semblables à notre étude avec un minium en mai/juin et un maximum en octobre. Ainsi, dans le cadre d'un suivi de surveillance de la densité de *Mytilicola*, il sera indispensable de réaliser les échantillonnages durant ces deux périodes extrêmes. En effet, une observation unique en été durant la période de développement exponentiel apportera peu d'éléments fiables. Par contre, une observation en avril/mai pourra permettre d'anticiper le risque automnal et une observation en octobre/novembre le confirmera.

3- Adaptation d'une méthode rapide pour la détermination de la densité de Mytilicola dans le réseau Remoulnor

La méthode généralement utilisée pour l'observation des mytilicola dans les moules consiste en une dissection moule par moule puis une observation sous loupe binoculaire. Les données recueillies sont individuelles (longueur, poids total et poids de chair de la moule et nombre de mytilicola, observation des sacs ovigères...). Ainsi, le taux d'infestation, la moyenne de mytilicola par moule (avec écart type) peuvent être obtenue. Cette technique permet de traiter un échantillon de 30 moules en 2h30 environ. Elle demande une certaine formation car l'observation n'est pas aisée.

D'autres auteurs ont décrit des techniques différentes. Blateau *et al.* (1992) utilisent un traitement antiparasitaire afin de faire sortir les mytilicola des moules vivantes. Les mytilicola peuvent être ensuite comptés facilement et sans dissection. Toutefois, les produits utilisés en 1992, Trichorfon et Dichlorvos sont aujourd'hui interdits de vente sur le territoire français. Ainsi, cette technique n'est pas applicable.

En 1975, Dare décrit une technique basée sur la digestion des moules par une enzyme, la papaïne. En 1977, Drinkwater et Howell décrivent une méthode très semblable en utilisant des pepsines. En effet, les mytilicola vivant dans l'intestin des moules sont protégés de l'attaque des enzymes digestives, ainsi, en utilisant une concentration adaptée durant une durée adéquate, seuls les mytilicola ressortent indemnes du traitement. Cette technique a été testée sur les lots de moules du réseau Remoulnor

2.1. Description de la technique

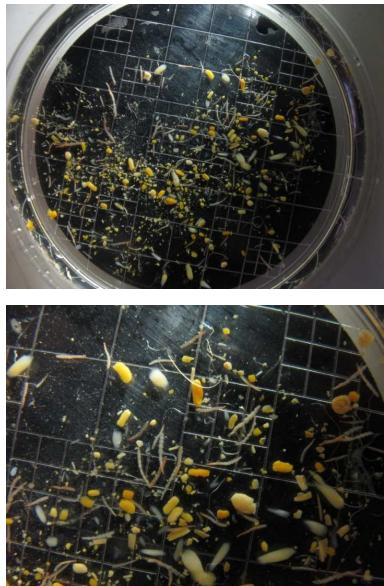


Photo 9 & 10: Reste d'un échantillon de 30 moules traitées à la papaïne durant 24h à 30°C.

La technique est adaptée de celle appliquée par Dare (1975). Trente moules sont ouvertes à l'aide d'un passage de 1 minute et 40 seconde au four micro-onde (900 W). La chair est ensuite décrochée de la coquille [afin de faciliter le comptage, le retrait du muscle peu être effectué]. Elle est placée dans une solution de 200 ml d'eau douce additionnée de papaine. L'ensemble est agité puis placé au bain marie à 30°C [Les odeurs étant très fortes, il est recommandé réaliser l'incubation sous hôte aspirante ou à l'extérieur]. Puis un tamisage (300µm) et un rinçage à l'eau douce permet de ne conserver que les mytilicola. Les échantillons peuvent être fixés à l'aide de formalhéide (2%) ou observés directement sous une loupe dans une boîte de pétri quadrillée (Ph.9 & 10). Un comptage par photographie numérique de bonne qualité peut faciliter la technique.

La qualité de la papaïne commercialisée est très variable, ainsi, la masse de papaïne et la durée incubation ont été obtenues par des essais successifs. Des quantités trop importantes d'enzyme ou une durée prolongée digèrent les mytilicola.

Ainsi, il est constaté que 2 g de papaïne^① (dans 200 ml d'eau douce) durant une période de 24 heures à 30 °C permet une digestion quasi complète de la moule alors que les mytilicola restent intact.

① Référence de la papaïne utilisée : ACROS ORGANICS, Papain for biochemistry. CAS 9001-73-4 – EC : 232-367-2

Un essai comparatif a été réalisé sur des moules de Hauteville sur mer. Avec la méthode par dissection et observation, nous obtenons une moyenne de 4.2 copépodes par moules alors que nous trouvons 7.5 copépodes par moule par digestion enzymatique.

Des essais avec congélation des moules ne donnent pas de résultats satisfaisant car une grande partie des mytilicola est alors digérée avec les concentrations et la durée sélectionnée. Il est probable que la congélation déstructure la cuticule des mytilicola qui devient alors plus fragile.

- 1- Ouverture de 30 moules [1min40 au micro onde à 850 W]
- 2- Collecte de la chair
- 3- Préparation de la solution enzymatique (2 g papaïne + 200 ml d'eau douce)
- 4- Additionner la chair à cette solution et la placer 24 h à 30 °C
- 5- Tamiser l'ensemble sur 300µm avec rinçage abondant à l'eau douce
- 6- Transférer sur boîte de pétri
- 7- Observation et comptage à la loupe

Figure 23: Méthode rapide de comptage des mytilicola dans les moules.

3.2. Utilisation dans le réseau Remoulnor

Des lots de moules d'Hauteville, Chausey, Pirou, Agon, Briqueville sur mer sont testés en novembre avec la méthode décrite ci-dessus.

Site	Nb comptabilisé	Nb moy. par moule
Hauteville sur mer	163	5.4
Chausey	4	0.1
Pirou	118 (dont 10 larves)	3.9
Agon-Coutainville	101 (dont 15 larves)	3.4
Briqueville sur mer	123	4.1

Ces cinq lots ont été traités en 3 heures environ (préparation des échantillons et observations), soit beaucoup plus rapidement que la méthode traditionnelle qui aurait nécessité environ 12h30.

Les résultats obtenus sont très proches de ceux trouvés précédemment par la méthode traditionnelle. Toutefois, cette méthode permet d'observer les mytilicola très petits (larves)

3.3. Interprétation des résultats

La technique enzymatique est rapide, elle nécessite moins d'une demi-journée pour traiter les 7 points du réseau REMOULNOR. D'autre part, elle est efficace puisqu'elle permet de compter plus de mytilicola que la méthode classique par dissection. Par contre elle, ne permet pas d'obtenir une donnée avec un écart type, ni le pourcentage de moules infestées puisque les trente moules sont traitées par lot. Afin d'affiner le résultat il est possible d'augmenter le nombre de moules de l'échantillon, notamment en automne où les écarts peuvent être très importants d'une moule à une autre.

La densité sur un même site variant de façon très importante, la période de réalisation de ces tests doit être prise en considération. L'interprétation du résultat devra également prendre en compte la période à laquelle a été réalisée l'observation. En effet, une densité de 1 en novembre n'a pas la même incidence qu'une densité de 1 en juin... Nous pouvons proposer une grille de lecture des résultats obtenus en fonction de la période d'observation (Fig. 24). Cette grille est basée sur le nombre moyen de mytilicola observé dans 30 moules, elle définit le degré d'infestation corrélé avec un niveau de risque. Le niveau de risque s'entendant par des effets sur l'indice de condition, la sensibilité accrue aux pathogènes et/ou la mortalité.

Cette classification ne fonctionne pas pour les moules de pêche car la quasi-totalité des moules sont capturés en mai/juin. Ainsi, le facteur 5 généralement observé sur les moules de bouchot n'est pas applicable.

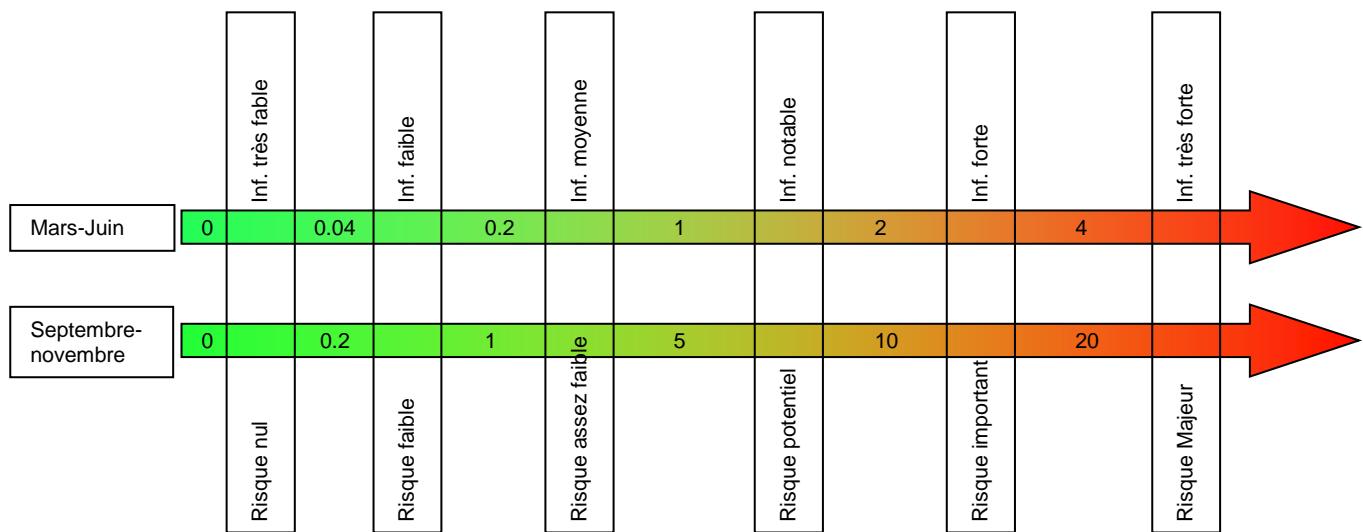


Figure 24: Grille de lecture du nombre moyen de mytilicola par moule (sur 30 moules) pour la Basse-Normandie. La notion de risque s'entend par la baisse d'indice de condition, la sensibilité accrue aux pathogènes et la mortalité.

CONCLUSION

Les observations réalisées durant cette étude ont permis de montrer que l'ensemble des moules des côtes du département de la Manche présentent une infestation à *Mytilicola intestinalis*. Le degré d'infestation peut être qualifié en fonction de la densité de ce copépode pour la saison 2010 (Tab.1). Dans le département de la Manche, quelques sites ont un degré d'infestation **notable** et peuvent donc avoir un **risque potentiel**; Briqueville sur mer, Lingreville, Annoville et Pirou Nord.

Secteur	Site	Nb moy. par moule Printemps	Nb moy. par moule Automne	Niveau d'Infestation	Niveau de Risque
22	Baie de la Fresnaye	-	3,6	Moyenne	Assez faible
35	Le Vivier sur mer	2,2	-	Forte	Important
Chausey	Chausey	0,1	0,5	Faible	Faible
CW	Breville sur mer	0,5	3,1	Moyenne	Assez faible
	Coudeville sur mer	0,9	3,9	Moyenne	Assez faible
	Briqueville sur mer	1,1	6,3	notable	potentiel
	Lingreville	0,9	7,2	notable	potentiel
	Annoville	1,1	5,2	notable	potentiel
	Agon-Coutainville	0,7	2,9	Moyenne	Assez faible
	Anneville sur mer	1,0	4,5	Moyenne	Assez faible
	Pirou sud	0,9	4,3	Moyenne	Assez faible
	Pirou Nord	0,8	5,1	notable	potentiel
CE	Utah Nord	0,4	1,8	Moyenne	Assez faible
	Utah Sud	0,2	1,0	Faible	Faible
	Baie des Veys	0,4	-	Moyenne	Assez faible

Tableau 1: Bilan des observations réalisées sur les sites. La notion de risque s'entend par la baisse d'indice de condition, la sensibilité accrue aux pathogènes et la mortalité.

L'impact de *mytilicola intestinalis* est généralement considéré comme faible lorsque les densités restent inférieures à 10, cet impact doit être relativisé en fonction des conditions nutritives du milieu. *Mytilicola* doit être considéré comme un facteur aggravant en période oligotrophe. Toutefois, il faut considérer également que *mytilicola intestinalis* peut provoquer des dégâts très importants dans les élevages lorsque les densités atteignent plusieurs dizaines par moules.

Il a été démontré que certains facteurs zootechniques peuvent amplifier l'infestation; le maintien de moules de deux ans, l'accumulation de moules au sol, le boudinage de moules tombées, des densités d'élevage importantes... Par contre, la taille minimale d'infestation des moules étant de 10 mm, l'origine des cordes n'est pas facteur à prendre en compte.

De facteurs abiotiques semblent également jouer un rôle important : la salinité, la température ou l'intensité lumineuse (phototropisme négatif (Rayyan *et al.*, 2004)). Ainsi, des températures hivernales très basses pourraient limiter l'infestation, de même que des températures estivales élevées.

La prise de conscience de la présence de ce parasite peut permettre de limiter les risques par des actions de bon sens à mettre en œuvre. L'adaptation d'une méthode rapide d'observation peut permettre d'inclure, à moindre coût, la problématique dans le cadre du réseau REMOULNOR.

Bibliographie

- Bayne B.L., J.M. Gee, J.T. Davey & C. Scullard, 1978.** Physiological responses of *Mytilus edulis* L. to parasitic infestation by *Mytilicola intestinalis*. *J. Cons. Int. Explor. Mer.*, 38: 12-17.
- Berthe F., 2004.** Report about mollusc disease. *Mediterranean aquaculture diagnostic laboratories*, 49: 33-48.
- Brienne H., 1964.** Observation sur l'infestation des moules du pertuis Breton par *Mytilicola intestinalis* Steuer. *Rev. Trav. Inst. Pêches marit.*, 28 (3): 205-230.
- Bierne N, P. Borsa, C. Daguin, D. Jollivet, F. Viard, F. Bonhomme & P. David, 2003.** Introgression patterns in the mosaic hybrid zone between *Mytilus edulis* and *M. galloprovincialis*. *Molecular Ecology*, 12(2): 447-461.
- Blateau D., 1989.** Expériences de traitement des moules (*M. edulis*) de bouchots de la baie du mont Saint-Michel parasitées par le *Mytilicola intestinalis* – Septembre 1987 et 1988. Rapport IFREMER. 16pp.
- Blateau D., Y. Le Coguic, E. Mialhe & H. Grizel, 1992.** Mussel (*Mytilus edulis*) treatment against the red copepod *Mytilicola intestinalis*. *Aquaculture*, 107: 165-169.
- Bolster G.C., 1954.** The biology and dispersal of *Mytilicola intestinalis* Steuer. *Fish invest. Londres, ser. II*, 18: 30 pp.
- Breton G., 1970.** Une épidémie à larves de *Bucéphalus mytili* COLE, affectant les populations naturelles et cultivées de *Mytilus edulis* dans la région de Coutances (Manche). *C.R. Acad. Sci.*, 271(D): 1049-1052.
- Campbell S.A., 1970.** The occurrence and effects of *Mytilicola intestinalis* in *Mytilus edulis*. *Marine Biology*, 5 : 89-95.
- Chevalier C., 1988.** La moule, son élevage, son parasite essentiel *Mytilicola intestinalis*. Thèse de doctorat en pharmacie de l'Université de Nantes: 88pp.
- Costanzo G., 1960.** Sullo sviluppo di *Mytilicola intestinalis* Steuer. *Archo. Zool. Ital. Napoli*, 44: 151-163
- Couteau-Bargeton M., 1953.** Contribution à l'étude de *Mytilus edulis* L. parasite par *Mytilicola intestinalis* Steuer. *L. Cons. Int. Exp. Mer*, 19 : 80-84.
- Dare P.J., 1975.** A rapid method for detecting the parasitic copepod *Mytilicola intestinalis* Steuer in mussels, *Mytilus edulis* L., at very low levels of infection. *International council for the exploration of the sea*. CM 1975/K: 31: 5 pp.
- Davey J.T. & J.M. Gee, 1976.** The occurrence of *Mytilicola intestinalis* Steuer, an intestinal copepod parasite of *Mytilus*, in the south-west of England. *J. mar. Ass. U.K.*, 56; 85-94.
- Davey J.T., J.M. Gee & S.L. Moore, 1978.** Population dynamics of *Mytilicola intestinalis* in *Mytilus edulis* in south west England. *Marine Biology*, 45; 319-327.
- Davey J.T., 1989.** *Mytilicola intestinalis* (copepod: cyclopoida): a ten year survey of infested mussels in a Cornish estuary, 1978-1988. *J. mar. boil. Ass. U.K.*, 69: 823-836.
- Dethlefsen V., 1975.** The influence of *Mytilicola intestinalis* Steuer on the meat content of the mussel *Mytilus edulis* L. *Aquaculture*, 6: 83-97.
- Dolfus Ph., 1951.** Le copépode *Mytilicola intestinalis* A. Steuer peut-il être la cause d'une maladie épidémique des moules. *Revue des travaux OSTPM*, 17(2): 81-90.

Drinkwater J. & T.R.W. Howel, 1977. A method of detecting *Mytilicola intestinalis* Steuer in mussels *Mytilus edulis* L. using pepsin digestion, and its use in a survey in Scottish waters. *International council for the exploration of the sea.CM 1977/K:* 28: 9 pp.

Durfort M., 1980. Altérations des ovocytes de *Mytilus edulis*, L. a cause de l'infestation de la moule par *Mytilicola intestinalis*, Steuer. *Haliotis*, 10(2): 163 (abstract).

FAO, 2004. Cultured Aquatic Species Fact Sheets. Texte par Gouletquer, P. In: *FAO Fisheries and Aquaculture Department*, Rome. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Mytilus_edulis/fr

Gee JM, L. Maddock, J.T. Davey, 1977. The relationship between infestation by *Mytilicola intestinalis*, Steuer and the condition index of mytilus edulis in southwest England. *J. Cons. Int. Explor. Mer*, 37: 300-308.

Goater C.P. & A.E. Weber, 1996. Factors affecting the distribution and abundance of *Mytilicola orientalis* in the Mussel, *Mytilis trossulus*, in Barkley sound, B.C. *J. of Shell. Res.*, 15(3): 681-684.

Heldt J.H., 1951. Observations sur *Mytilicola intestinalis* Steuer parasite des moules. *Revue des travaux O.S.T.P.M.* 17(2): 33-40.

His E., 1977. Observation préliminaires sur la présence de *Mytilicola orientalis* Mori (1935) chez *Crassostrea Gigas* Thunberg dans le bassin d'Arcachon. *Bull. Soc. Géol. Et Amis du Muséum du Havre*, 64(2) : 7-8.

Korringa P., 1951. Le *Mytilicola intestinalis* Steuer (Copepoda parasitica) menace l'industrie moulière en Zélande. *Revue des travaux OSTPM*, 17(2): 9-13.

Korringa P. & L. Lambert, 1951. Quelques observations sur la fréquence de *Mytilicola intestinalis* Steuer dans les moules du littoral méditerranéen français. *Revue des travaux OSTPM*, 17(2): 15-29.

Korringa P., 1968. On the ecology and distribution of the paralitic copepod *Mytilicola intestinalis*. *Bijdr. Dierk.*, 38: 47-57.

Lambert L., 1951. Le cop rouge (*Mytilicola intestinalis* Steuer) sur les côtes de France. *Revue des travaux OSTPM*, 17 (2): 51-56.

Le Pennec G. & M. Le Pennec, 2003. Histopathological damage caused by the copepod *Mytilicola orientalis* in the oyster *Crassostrea gigas* from the bays of Brest (Brittany, France). *Haliotis*, 32: 73-80.

Marteil L., 1976. La conchyliculture française, 2^{ème} partie, biologie de l'huitre et de la moule. *Revues des travaux de l'institut des pêches maritimes*, 40(2): 149-346.

Meyer P.F. &H. Mann, 1951. Recherches allemandes relatives au "Mytilicola", copépode parasite de la moule, existant dans les watenn allemandes 1950-1951. *Revue des travaux OSTPM*, 17(2): 63-75.

Moore M.N., Lowe D.M. & J.M. Gee, 1978. Histopathological effects induced in *Mytilus edulis* by *Mytilicola intestinalis* and the histochemistry of the copepod intestinal cells. *J. Cons. Int. Explor. Mer*, 38(1): 6-11.

Paul J.D., 1983. The incidence and effects of *Mytilicola intestinalis* in *Mytilus edulis* from the rias of Galice, North West Spain. *Aquaculture*, 31: 1-10.

Perez Camacho A., A. Villalba, R. Beiras & U. Labarta, 1997. Absorption efficiency and condition of cultured mussels of Galicia infected by parasites *Martelia refringens* Grizel et al. and *Mytilicola intestinalis* Steuer. *J. Shell. Research*, 16 (1): 77-82.

Pesta O., 1907. Die metamorphose von *Mytilicola intestinalis* Steuer. *Z. Wiss. Zool.*, 88 : 78-98.

Pollio C., 1981. Parasitoses a copépodes des lamellibranches cultivées du bassin de Thau. Thèse de doctorat de l'université des sciences et techniques du Languedoc (Montpellier): 181 pp.

Rayyan A., G. Photis, C.C. Chintiroglou, 2004. Metazoan parasite species in cultured mussel *Mytilus galloprovincialis* in the Thermaikos Gulf (North Aegean Sea, Greece). *Dis. Aqua. Org.*, 58: 55-63.

Robledo J.A., J. Caceres-Martinez & A. Figueras, 1994(a). *Mytilicola intestinalis* and *proctoedoes maculatus* in mussel (*Mytilulus galloprovincialis* LMK.) Beds in Spain. *Bull. Eur. Ass. Fish. Pathol.*, 14(3): 89-91

Robledo J.A., M.M. Santarém & A. Figueras, 1994(b). Parasite loads of rafted blue mussels (*Mytilus galloprovincialis*) in Spain with special reference to copepod, *Mytilicola intestinalis*. *Aquaculture*, 127: 287-302.

Salomon J-C & M. Breton, 1993. An atlas of long-term currents in the channel. *Oceanologia*, 16(5-6): 439-448.

Savary M., 2009. Mesures de la présence de *Mytilicola intestinalis* dans les moules de la côte ouest de la Manche. Section Régionale Conchylicole Normandie Mer du Nord, Gouville sur mer: 23 pp.

Seed R., 1969. The incidence of the *Pinnotheres pisum* in the mussels. *J. Zool.*, 158: 413-420.

Steuer A., 1902. Mittheilungen aus der k.k. zoologischen Station in Triest. No. 6. *Mytilicola intestinalis* n. gen. n. sp. aus dem Darme von *Mytilus galloprovincialis* Lam. (Vorläufige Mittheilung). *Zoologischer Anzeiger*, 25(680): 635-637.

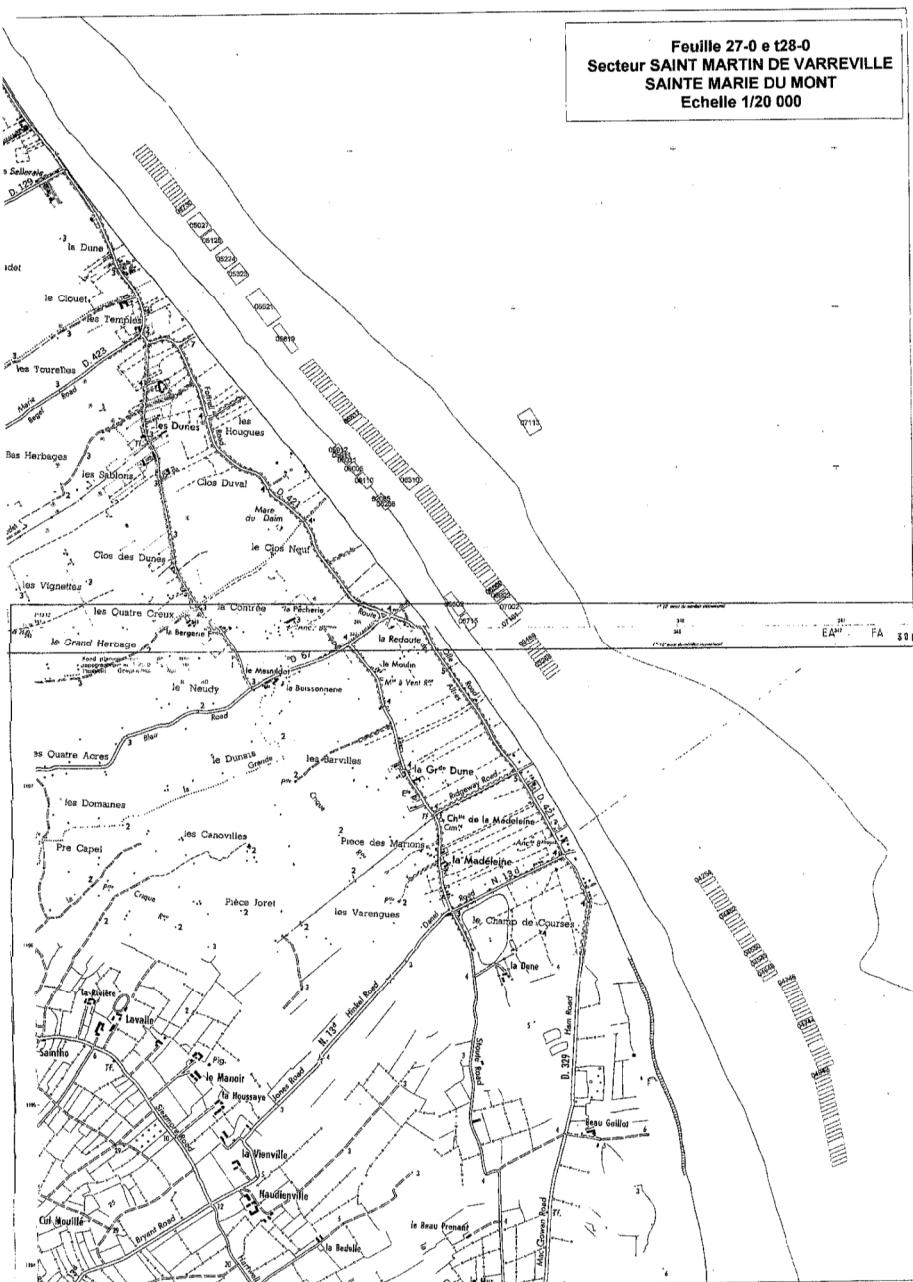
Takamochi M., 1935. *Mytilicola orientalis*, a new species of parasitic Copepoda. *Doubutsugaku zasshi - The Zoological Society of Japan*, 47: 687-693.

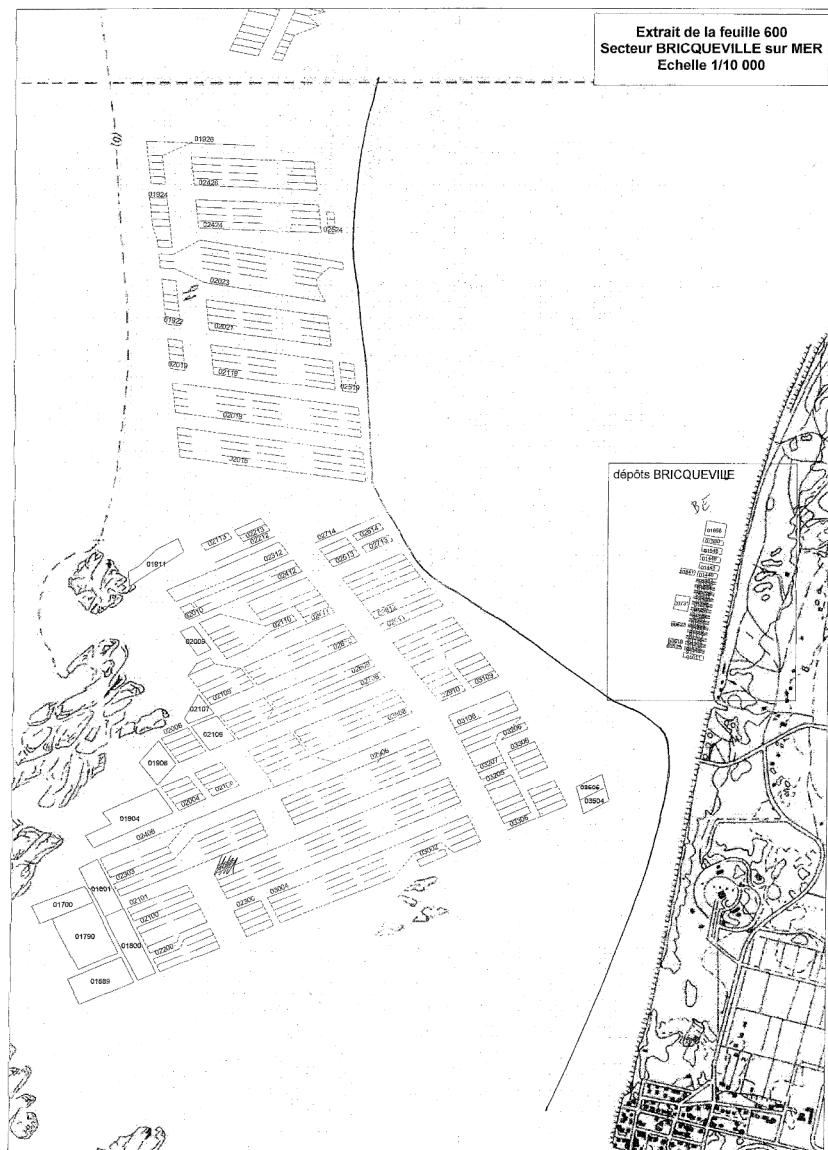
ANNEXE 1 : Points de prélèvements des différentes campagnes

Camp.	N°	Site	Concession	Concessionnaire	Date de prélèvement	Préleveur	Point GPS	Age des moules	Date analyse	
1	1	Chausey	4435		jeudi 1 avril 2010	TG/BB	1°48,31	48°53,00	2	08/04/10
1	2	Chausey	5639		jeudi 1 avril 2010	TG/BB	1°47,33	48°53,28	1	08/04/10
1	3	Chausey	7342		jeudi 1 avril 2010	TG/BB	1°46,18	48°53,55	1	08/04/10
1	4	Breville	2464		lundi 29 mars 2010	OB	1°35,157	48°51,378	1	09/04/10
1	5	Breville	2569		lundi 29 mars 2010	OB	1°34,961	48°51,859	1	12/04/10
1	6	Coudeville	2988		lundi 29 mars 2010	OB	1°34,597	48°52,884	1	09/04/10
1	7	Coudeville	3093		lundi 29 mars 2010	OB	1°34,532	48°53,202	1	12/04/10
1	8	Briqueville	2906		lundi 29 mars 2010	OB	1°34,875	48°54,800	1	09/04/10
1	9	Briqueville	2018		lundi 29 mars 2010	OB	1°35,250	48°55,442	1	12/04/10
1	10	Lingreville	2435		mercredi 31 mars 2010	OB	1°35,212	48°56,349	2	07/04/10
1	11	Lingreville	2643		mercredi 31 mars 2010	OB	1°34,918	48°56,800	1	13/04/10
1	12	Annoville	3055		mercredi 31 mars 2010	OB	1°34,605	48°57,402	2	07/04/10
1	13	Annoville	2861		mercredi 31 mars 2010	OB	1°34,770	48°57,681	1	13/04/10
1	14	Agon	3118		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,033	48°59,760	1	15/04/10
1	15	Agon	3124		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,242	49°00,077	1	16/04/10
1	16	Agon	3030		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,367	49°00,404	1	16/04/10
1	17	Agon	2437		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,613	49°00,808	1	16/04/10
1	18	Agon	2143		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°37,028	49°1,207	1	19/04/10
1	19	Agon	1837		mardi 13 avril 2010	TG	1°36,957	49°00,793	1	19/04/10
1	20	Agon	2727		mardi 13 avril 2010	TG	1°36,925	49°00,272	1	19/04/10
1	21	Agon	2321		mardi 13 avril 2010	TG	1°36,790	48°59,931	1	19/04/10
1	22	Agon	2715		mardi 13 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,492	48°59,637	1	20/04/10
1	23	Agon	2114		mardi 13 avril 2010	OB/MF	1°37,025	48°59,448	1	20/04/10
1	24	Agon	1517		mardi 13 avril 2010	OB/MF	1°37,550	48°59,650	1	20/04/10
1	25	Agon	1423		mardi 13 avril 2010	OB/MF	1°37,647	49°00,088	1	20/04/10
1	26	Agon	1433		mardi 13 avril 2010	OB/MF	1°37,550	49°00,556	1	21/04/10
1	27	Agon	1443		mardi 13 avril 2010	OB/MF	1°37,472	49°01,191	1	21/04/10
1	28	Anneville	3709		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,815	49°06,777	1	21/04/10
1	29	Anneville	3916		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,624	49°07,260	1	22/04/10
1	30	Pirou sud	3662		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,236	49°08,975	1	22/04/10
1	31	Pirou sud	3669		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,279	49°09,178	1	22/04/10
1	32	Pirou Nord	3542		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,808	49°10,283	1	22/04/10
1	33	Pirou Nord	3153		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°36,952	49°10,924	1	23/04/10
1	34	Pirou Nord	2152		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°37,678	49°10,856	1	23/04/10
1	35	Pirou Nord	1661		mercredi 14 avril 2010	OB/TG/MF	1°38,136	49°11,243	1	23/04/10
1	36	Utah Nord	5817		mercredi 31 mars 2010	Spi	1°10,607	49°26,313	2	15/04/10
1	37	Utah Nord	6509		mercredi 31 mars 2010	Spi	1°11,188	49°25,898	1	15/04/10
1	38	Utah Sud	4452		mercredi 31 mars 2010	Spi	1°09,752	49°24,787	2	14/04/10
1	39	Utah Sud	4744		mercredi 31 mars 2010	Spi	1°09,362	49°24,453	2	15/04/10
1	40	Hacqueville	Sauvage		mercredi 28 avril 2010	MF	1°35,060	48°49,603		29/04/10
1	41	Donville	Sauvage		mercredi 28 avril 2010	MF	1°35,291	48°50,974		29/04/10
1	42	Pirou sud	Sauvage		jeudi 29 avril 2010	OB	1°36,285	49°09,293		30/04/10
1	43	Pirou Nord	Sauvage		jeudi 29 avril 2010	OB	1°36,097	49°09,973		30/04/10
1	44	Le Moulard	Sauvage		mercredi 28 avril 2010	CC	1°14,35	49°39,32		03/05/10
1	45	St Vaast	Sauvage		mercredi 28 avril 2010	CC	1°16,00	49°34,16		03/05/10
1	46	Cherbourg	Sauvage	Ponton Q	mercredi 5 mai 2010	OB/CC	1°37,202	49°38,748		06/05/10
1	47	Cherbourg	Sauvage	Ponton E	mercredi 5 mai 2010	OB/CC	1°37,353	49°38,747		06/05/10
1	50	Barfleur	Pêche		jeudi 20 mai 2010	CRPBN	1°17,304	49°45,643		21/05/10
1	51	Réville	Pêche		vendredi 4 juin 2010	OB/JLB	1°12,770	49°36,140		07/06/10
1	52	Ravenoville	Pêche		vendredi 4 juin 2010	OB/JLB	1°11,212	49°28,273		07/06/10
1	66	Bas	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	67	Milieu bas N	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	68	Milieu haut	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	69	Haut	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	70	Milieu bas S	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	71	Taille	3055		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,605	48°57,402	2	04/05/10
1	60	Bas	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	03/05/10
1	61	Milieu bas N	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	03/05/10
1	62	Milieu haut	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	03/05/10
1	63	Haut	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	03/05/10
1	64	Milieu bas S	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	04/05/10
1	65	Taille	2861		jeudi 29 avril 2010	MF/JLB	1°34,770	48°57,681	1	04/05/10
1	80	Le Vivier			mercredi 12 mai 2010	FS	1°43,95	48°38,17	1	20/05/10
1	81	Le Vivier			mercredi 12 mai 2010	JHD	1°41,443	48°38,51	1	20/05/10
1	90	Baie des veys	1632		mardi 18 mai 2010	AGT	1°05,96	49°23,23	1	21/05/10
1	91	Baie des veys	1632		mardi 18 mai 2010	AGT	1°05,96	49°23,23	1	20/05/10
95	Briqueville		Crépidule			BB	1°34,4	48°54,9		21/05/10
96	Briqueville		Coques blanches			BB	1°34,4	48°54,9		21/05/10
97	Briqueville		Coques bleues			BB	1°34,4	48°54,9		21/05/10
98	Briqueville		Palourdes			BB	1°34,4	48°54,9		21/05/10

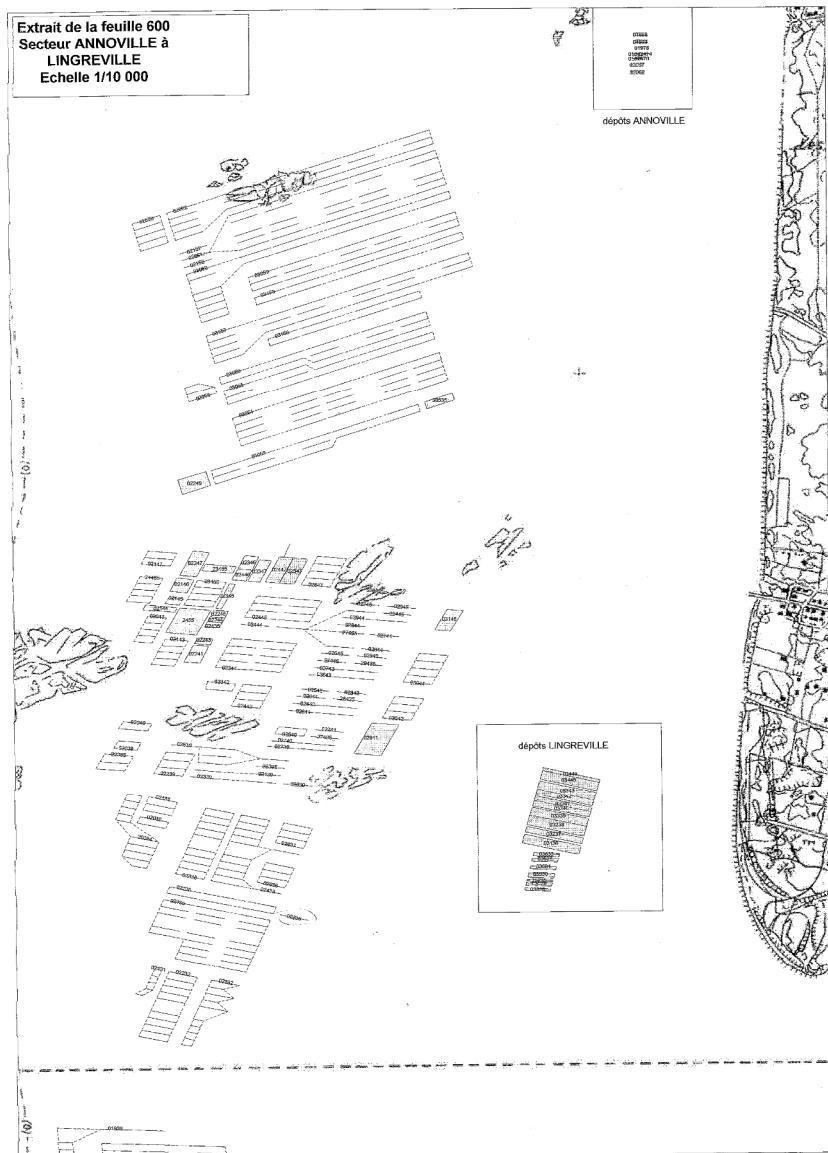
Camp.	N°	Site	Concession	Concessionnaire	Date de prélèvement	Préleur	Point GPS	Age des moules	Date analyse
2	18	Agon	2143		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,028	49°1,207	1
2	181	Agon	2143		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,078	49°01,199	1
2	182	Agon	2442		vendredi 28 mai 2010	OB/TG/MF	1°36,751	49°01,158	1
2	19	Agon	1837		vendredi 28 mai 2010	TG	1°36,957	49°00,793	1
2	20	Agon	2727		vendredi 28 mai 2010	TG	1°36,925	49°00,272	1
2	21	Agon	2321		vendredi 28 mai 2010	TG	1°36,790	48°59,931	1
2	22	Agon	2715		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°36,492	48°59,637	1
2	221	Agon	3017		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°36,438	48°59,740	1
2	23	Agon	2114		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,025	48°59,448	1
2	231	Agon	2114		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,149	48°59,432	1
2	232	Agon	1712		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,279	48°59,397	1
2	24	Agon	1517		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,550	48°59,650	1
2	25	Agon	1423		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,647	49°00,088	1
2	26	Agon	1433		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,550	49°00,556	1
2	27	Agon	1443		vendredi 28 mai 2010	OB/MF	1°37,472	49°01,191	1
2	28	Anneville	3709		mercredi 26 mai 2010	MF	1°36,815	49°06,777	1
2	29	Anneville	3916		lundi 31 mai 2010	OB/TG	1°36,624	49°07,260	1
2	30	Pirou sud	3662		lundi 31 mai 2010	OB/TG	1°36,236	49°08,975	1
2	31	Pirou sud	3669		mercredi 26 mai 2010	MF	1°36,279	49°09,178	1
2	32	Pirou Nord	3542		mercredi 26 mai 2010	MF	1°36,808	49°10,283	1
2	33	Pirou Nord	3153		mercredi 26 mai 2010	MF	1°36,952	49°10,924	1
2	34	Pirou Nord	2152		lundi 31 mai 2010	OB/TG	1°37,678	49°10,856	1
2	35	Pirou Nord	1661		lundi 31 mai 2010	OB/TG	1°38,136	49°11,243	1
2	36	Utah Nord	5817		mardi 18 mai 2010	MF	1°10,607	49°26,313	2
2	37	Utah Nord	6509		mardi 18 mai 2010	MF	1°11,188	49°25,898	1
2	38	Utah Sud	4452		mercredi 11 mai 2005	MF	1°09,752	49°24,787	2
2	39	Utah Sud	4744		mardi 18 mai 2010	MF	1°09,362	49°24,453	2
4	12	Annoville	3055		lundi 28 juin 2010	MF/CC	1°34,605	48°57,402	2
4	13	Annoville	2861		lundi 28 juin 2010	MF/CC	1°34,770	48°57,681	1
5	13	Annoville	2861		mardi 27 juillet 2010	CC	1°34,770	48°57,681	1
6	13	Annoville	2861		jeudi 26 août 2010	OB	1°34,770	48°57,681	1
7	13	Annoville	2861		vendredi 24 septembre 2010	OB	1°34,776	48°57,688	1
7	131	Annoville	3059		vendredi 24 septembre 2010	OB	1°34,735	48°57,558	1
7	1	Chausey	4435		8/10/10	OB	1°48,31	48°53,00	1
7	2	Chausey	5639		8/10/10	OB	1°47,33	48°53,28	1
7	3	Chausey	7342		8/10/10	OB	1°46,18	48°53,55	1
7	320	Chausey	7842		8/10/10	OB		1	14/10/10
7	2bis	Chausey			8/10/10	OB		1	15/10/10
7	4	Breville	2464		6/10/10	CC	1°35,157	48°51,378	1
7	5	Breville	2569		7/10/10	JLB	1°34,961	48°51,859	1
7	6	Coudeville	2988		6/10/10	CC	1°34,597	48°52,884	1
7	7	Coudeville	3093		6/10/10	CC	1°34,532	48°53,202	1
7	8	Briqueville	2906		8/10/10	JLL	1°34,875	48°54,800	1
7	9	Briqueville	2018		8/10/10	JLL	1°35,250	48,55,442	1
7	10	Lingreville	2435		8/10/10	CC	1°35,212	48°56,349	1
7	11	Lingreville	2643		8/10/10	CC	1°34,918	48°56,800	1
7	12	Annoville	3055		11/10/10	OB	1°34,605	48°57,402	1
7	13	Annoville	2861		22/10/10	TG/JLB	1°34,770	48°57,681	1
7	13b	Annoville			22/10/10	TG/JLB	1°34,735	48°57,558	1
7	13n	Annoville			11/10/10	OB	1°34,770	48°57,681	naissain
7	14	Agon	3118		25/10/10	CC/TG/JLB	1°36,033	48°59,760	1
7	15	Agon	3124		25/10/10	CC/TG/JLB	1°36,242	49°00,077	1
7	16	Agon	3030		25/10/10	CC/TG/JLB	1°36,367	49°00,404	1
7	17	Agon	2437		25/10/10	TG	1°36,613	49°00,808	1
7	18	Agon	2143		25/10/10	TG	1°37,028	49°1,207	1
7	19	Agon	1837		25/10/10	TG	1°36,957	49°00,793	1
7	20	Agon	2727		25/10/10	TG	1°36,925	49°00,272	1
7	21	Agon	2321		25/10/10	TG	1°36,790	48°59,931	1
7	22	Agon	2715		25/10/10	CC/JLB	1°36,492	48°59,637	1
7	23	Agon	2114		25/10/10	CC/JLB	1°37,082	48°59,480	1
7	24	Agon	1517		25/10/10	CC/JLB	1°37,550	48°59,650	1
7	25	Agon	1423		25/10/10	CC/JLB	1°37,631	49°00,154	1
7	26	Agon	1433		25/10/10	CC/JLB	1°37,550	49°00,556	1
7	27	Agon	1443		25/10/10	CC/JLB	1°37,472	49°01,191	1
7	154	Agon			8/11/10	OB	1°36,192	49°00,151	Sauvage
7	155	Agon			8/11/10	OB			Sauvage
7	28	Anneville	3709		7/10/10	CC/TG	1°36,815	49°06,777	1
7	29	Anneville	3916		7/10/10	CC/TG	1°36,624	49°07,260	1
7	30	Pirou sud	3662		7/10/10	CC/TG	1°36,236	49°08,975	1
7	31	Pirou sud	3669		7/10/10	CC/TG	1°36,279	49°09,178	1
7									15/10/10

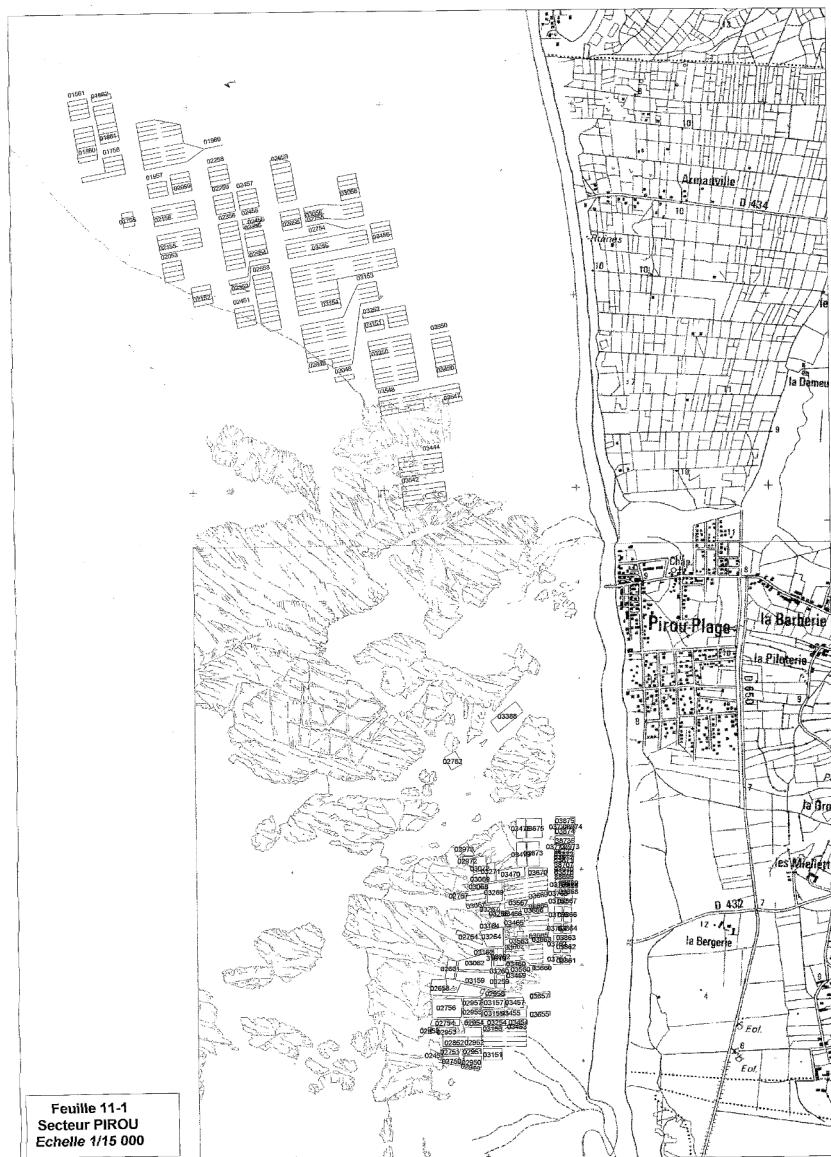
ANNEXE 2: Carte des secteurs mytilicoles

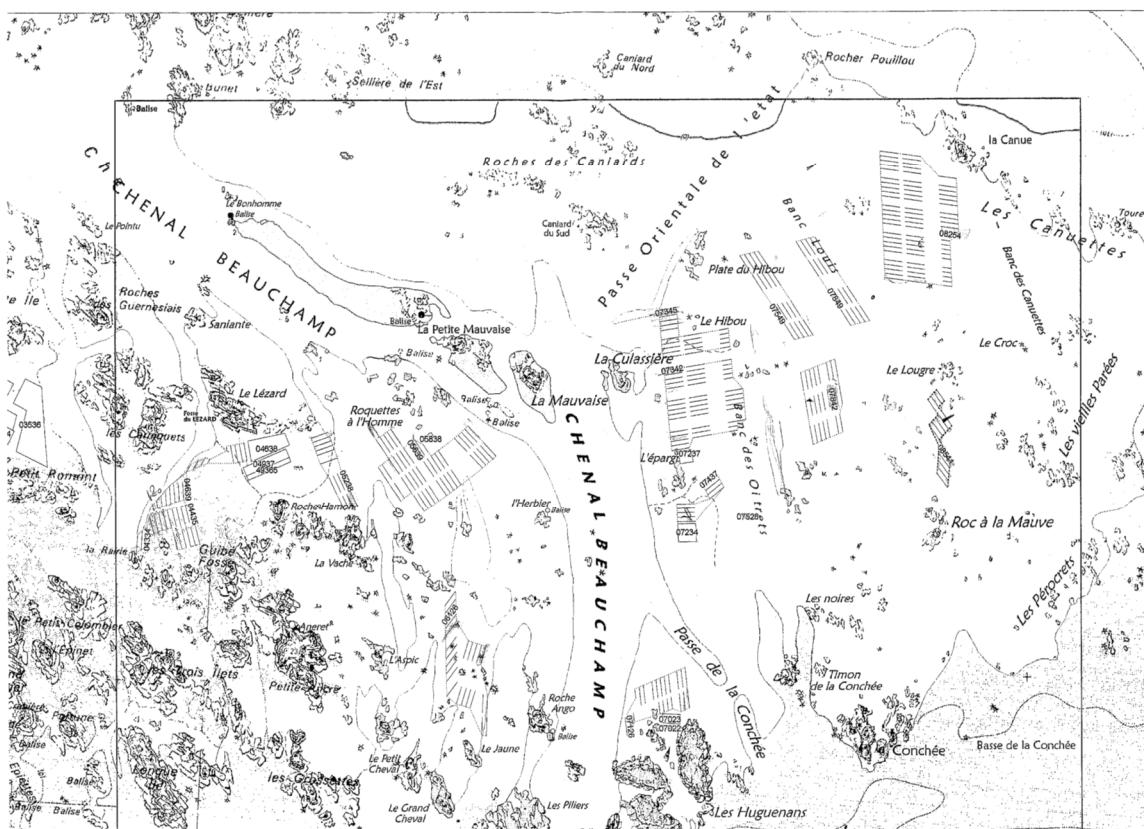
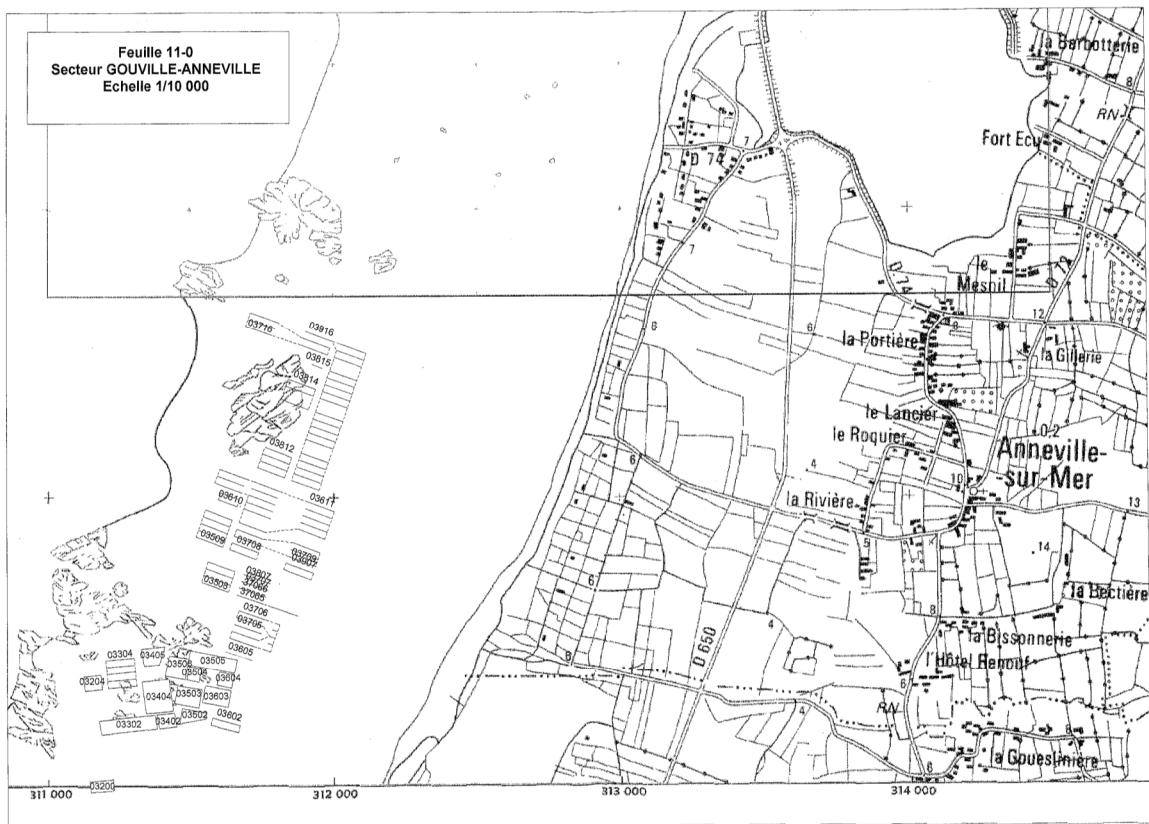








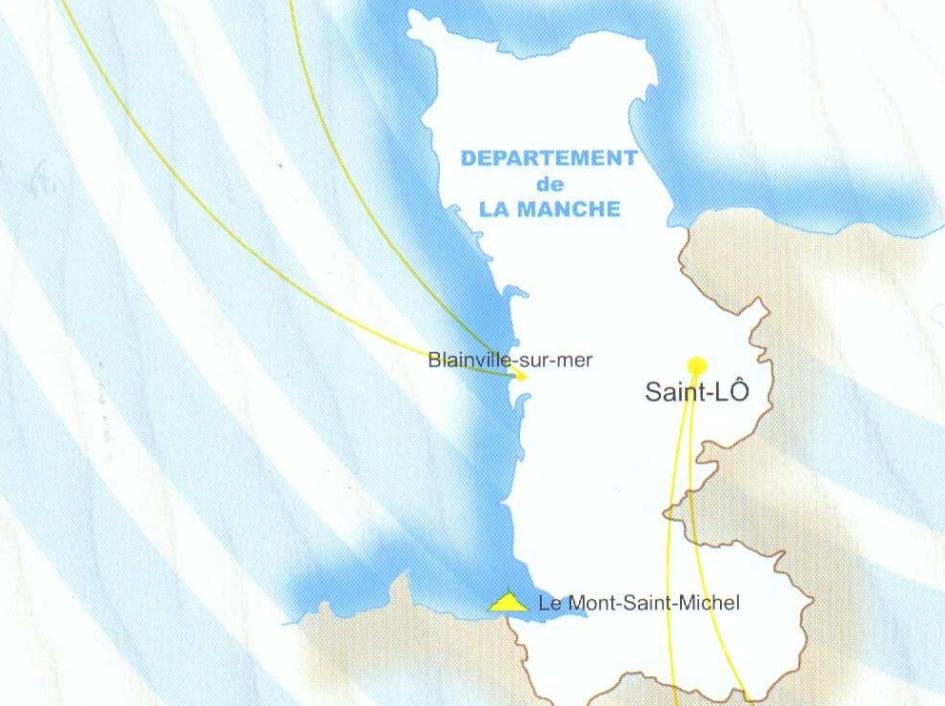








Centre Expérimental :
Zone Conchylicole
Parcelle n°45
50 560 Blainville sur mer
Tél : 02 33 76 57 70
Fax : 02 33 76 57 79
e-mail : contact@smel.fr



Siège Social :
Maison du Département
50 008 Saint-Lô Cedex
Tél : 02 33 05 96 50
Fax : 02 33 05 95 86
e-mail : contact@smel.fr