

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université de Blida -1-

Faculté des Sciences de la Nature et de la vie

Département de Biologie des Populations et Organismes



Mémoire

De fin d'Etude En vue de l'Obtention du diplôme de Master en

Biologie

Option : Reproduction Animale

Thème :

**Etude de la reproduction de la moule
(*Perna Perna*) dans la côte algéroise**

Présenté par

M^{elle} Hamdani Saida

&

M^{elle} Tis Hayet

Soutenu le : 30/06/2016

Devant le jury composé de :

Mr. BESSAD M.A.

MCB/BPO (UBD 1)

President

Mr. BEN YAHIA

MAA/BPO (UBD 1)

Examineur

Mr. LARBI DOUKARA K.

MCB/BPO (UBD 1)

Promoteur

Mme BRAHIMI Siham

Attaché de recherche CNDPRA

Co-Promotrice

Promotion 2015/2016

Liste des figures

Figure	Titre	Page
1	Présentation de la coquille et son orientation	5
2	La face interne des valves avec les différents types des muscles	6
3	Coupe longitudinale montrée les trois couches de la coquille	7
4	Dissection de la moule	8
5	Anatomie de l'appareil reproducteur (a : <i>P. perna</i> ; b : <i>M. galloprovincialis</i>)	12
6	Les cellules germinales à différents stades d'évolution	15
7	Cycle de développement des bivalves	17
8	Vue de l'extérieur de la coquille de la moule <i>Perna perna</i>	19
9	Disposition des insertions musculaires sur la coquille de <i>Perna perna</i>	20
10	Carte de répartition géographique de l'espèce <i>Perna perna</i>	21
11	Littoral algérien long de 1622,8 km	22
12	Carte de la wilaya de boumerdès	23
13	La récolte et le transport de la moule <i>Perna perna</i>	24
14	Appareil multi paramètres analytiques.	25

15	Les différents paramètres linéaires mesurés	26
16	La déterminer les paramètres pondéraux	27
17	Différenciation des gonades et femelles chez la moule <i>Perna perna</i> . original).	31
18	Différenciation des gonades mâles chez la moule <i>Perna perna</i>	31
19	L'évolution mensuelle de la température (°C) et de la salinité (PSU) de l'eau	37
20	L'évolution mensuelle de l'oxygène dissous dans l'eau	38
21	Variation de l'indice de condition de la moule récolté <i>P. Perna</i>	39
22	Courbes d'abondance de taille en fonction de l'effectif des mâles et des femelles de <i>P. perna</i>	41
23	Pourcentage des mâles et femelles en fonction de la taille.	41
24	Pourcentage des femelles en fonction de la taille.	42
25	Répartition mensuelles des mâles et des femelles de <i>P. perna</i>	42
26	Cycle sexuel des mâles de la moule <i>Perna perna</i>	45
27	Cycle sexuel des femelles de la moule <i>Perna perna</i>	45
28	Les pourcentages des stades de maturités (A, B, C) en fonction de la taille	48
29	Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade mâle de <i>P. perna</i>	50
30	Observation au microscope photonique des différents types cellulaires de la gonade mâles de <i>P. perna</i>	50

31	Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade male chez la moule <i>P. perna</i> .	51
32	Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade femelle de <i>P. perna</i>	51
33	Observation au microscope photonique d'une ovogonie et un ovocyte Prévitellogénique I	52
34	Observation au microscope photonique d'un ovocyte prévitellogénique II, un ovocyte pédonculé	53
35	Observation au microscope photonique des ovocytes détachés libres	53
36	Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade femelle chez la moule <i>P. perna</i> .	54

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
01	L'indice de condition mensuelle chez <i>P. perna</i> récoltée	38
02	Sex-ratio global de la moule <i>Perna perna</i> .	39
03	Paramètres statistiques des mâles et des femelles de la moule <i>Perna perna</i>	40
04	Répartition des mâles et des femelles de <i>P. perna</i> par mois en effectif et en pourcentage	43
05	Répartition des mâles et des femelles de <i>P. perna</i> par saison en effectif et en pourcentage	43
06	Répartition mensuelles des effectifs et pourcentages des différents stades de maturité des mâles de <i>P. perna</i> .	45
07	Répartition mensuelles des effectifs et pourcentages des différents stades de maturité des femelles de <i>P. perna</i> .	47

Abréviation	Définitions
T°C	Température (en degré Celsius)
mm	Millimètre
mg/l	Milligramme/ Litre
<i>et al</i>	Et collaborateurs
Km	Kilomètre
SR	Sex-ratio
LT	Longueur Totale
Lg	Largueur
Ep	Epaisseur
WT	Poids totale
WCQF	Poids de la coquille fraîche
WCHF	Poids de la chère fraîche
GR	Grossissement
IC	Indice de condition

Liste des figures

Figure	Titre	Page
1	Présentation de la coquille et son orientation	5
2	La face interne des valves avec les différents types des muscles	6
3	Coupe longitudinale montrée les trois couches de la coquille	7
4	Dissection de la moule	8
5	Anatomie de l'appareil reproducteur (a : <i>P. perna</i> ; b : <i>M. galloprovincialis</i>)	12
6	Les cellules germinales à différents stades d'évolution	15
7	Cycle de développement des bivalves	17
8	Vue de l'extérieur de la coquille de la moule <i>Perna perna</i>	19
9	Disposition des insertions musculaires sur la coquille de <i>Perna perna</i>	20
10	Carte de répartition géographique de l'espèce <i>Perna perna</i>	21
11	Littoral algérien long de 1622,8 km	22
12	Carte de la wilaya de boumerdès	23
13	La récolte et le transport de la moule <i>Perna perna</i>	24
14	Appareil multi paramètres analytiques.	25

15	Les différents paramètres linéaires mesurés	26
16	La déterminer les paramètres pondéraux	27
17	Différenciation des gonades et femelles chez la moule <i>Perna perna</i> . original).	31
18	Différenciation des gonades mâles chez la moule <i>Perna perna</i>	31
19	L'évolution mensuelle de la température (°C) et de la salinité (PSU) de l'eau	37
20	L'évolution mensuelle de l'oxygène dissous dans l'eau	38
21	Variation de l'indice de condition de la moule récolté <i>P. Perna</i>	39
22	Courbes d'abondance de taille en fonction de l'effectif des mâles et des femelles de <i>P. perna</i>	41
23	Pourcentage des mâles et femelles en fonction de la taille.	41
24	Pourcentage des femelles en fonction de la taille.	42
25	Répartition mensuelles des mâles et des femelles de <i>P. perna</i>	42
26	Cycle sexuel des mâles de la moule <i>Perna perna</i>	45
27	Cycle sexuel des femelles de la moule <i>Perna perna</i>	45
28	Les pourcentages des stades de maturités (A, B, C) en fonction de la taille	48
29	Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade mâle de <i>P. perna</i>	50
30	Observation au microscope photonique des différents types cellulaires de la gonade mâles de <i>P. perna</i>	50

31	Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade male chez la moule <i>P. perna</i> .	51
32	Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade femelle de <i>P. perna</i>	51
33	Observation au microscope photonique d'une ovogonie et un ovocyte Prévitellogénique I	52
34	Observation au microscope photonique d'un ovocyte prévitellogénique II, un ovocyte pédonculé	53
35	Observation au microscope photonique des ovocytes détachés libres	53
36	Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade femelle chez la moule <i>P. perna</i> .	54

Résumé

Des prélèvements mensuels de la moule *P. perna* ont été effectués sur une période de quatre mois dans le site de Boumerdès situé sur la côte algérienne pour étudier la reproduction.

La reproduction des moules comprend une séquence d'événement, depuis le développement de la gonade jusqu'à sa régression.

La première période débute avec l'initiation de la gamétogenèse en produisant les gamètes mûrs sur un ou plusieurs cycles et en se terminant à chaque fois par leur émission. La seconde phase est celle du repos sexuel, avec l'accumulation des réserves d'énergie qui sont nécessaires pour redémarrer une nouvelle gamétogenèse.

Les traits essentiels de la sexualité de l'espèce sont déterminés ; le sex-ratio avec le pourcentage de 52,20% chez les mâles et 47,50% chez les femelles, le cycle sexuel, la taille à la première maturité qui est estimée la valeur de 15mm permet de constater qu'il n'existe pas de différence significative entre les pourcentages des deux sexes donc la distribution des mâles et des femelles est équilibrée dans la population de *P. perna* ; par contre qu'il existe une différence significative entre les tailles moyennes des deux sexes dans la même population.

Dans le site d'étude, l'étude histologique des gonades montre que la moule *P. perna* présente un cycle sexuel étalé sur toute l'année avec deux périodes de ponte, l'une au printemps et l'autre en automne. Cette émission de gamètes coïncide avec la chute de l'indice de condition et la restauration des gonades.

Mots clés : Moule ; *Perna perna*; Côte algérienne ; Reproduction ; Cycle sexuel ; Histologique.

Introduction :

Les poissons et les fruits de mer sont la deuxième source de protéines animales derrière la viande (**I. C. M. S. F., 2000**).

L'exploitation des statistiques sur les produits de la pêche dans le monde, montre que les Mollusques et les Crustacés constituent la principale ressource d'invertébrés marins (**Laubier, 1987**).

En Algérie, la production aquacole des Bivalves régresse malgré l'existence d'un nombre considérable d'investisseurs et d'un petit marché local (**M. P. A., 2006**). Cette activité s'avère difficile en raison des problèmes de captage des naissains rencontrés chez les aquaculteurs algériens.

Les moulières naturelles d'Algérie comportent fréquemment deux espèces de moules, *Mytilus galloprovincialis* (**Lamarck**) et *Perna perna* (**Linné**). Il ne semble pas qu'il s'agisse d'une particularité des moulières d'Algérie mais méditerranéen, puisque **Zaouali (1973)** signale que ces deux espèces coexistent dans les moulières de la région sud de Bizerte.

Les moules sont sans doute le moyen le plus efficace de convertir la matière organique produite par l'organisme marin autotrophe situé au premier niveau de la chaîne alimentaire (phytoplancton) en une nourriture humaine agréable et riche. Sans oublier que les moules sont considérées comme des espèces sentinelles à cause de leur immobilité relative et de leur sédentarité qui leur fait acquérir un large spectre de sensibilités à la pollution (**in Benchikh**).

Elles sont utilisées comme indicateurs biologiques d'écosystèmes anthropisés. Elles sont, en effet, utilisées comme indicateurs biologiques dans des programmes de biosurveillance afin de mesurer le degré de pollution environnementale.

Perna perna est un animale benthique. Cette espèce a fait l'objet de nombreuses l'étude sur son écologie par **Siddal, (1980)**, sur sa reproduction et la structure de ses populations à Bordj el kiffan par **Boukroufa (1987)** et dans le golfe d'Annaba par **Chaoui (1993)**.

L'étude de cycle de reproduction de cette espèce présente un intérêt scientifique indéniable; Les connaissances de leur biologie et des paramètres environnementaux pouvant

l'influencer, peuvent constituer des données de base nécessaires pour toute exploitation commerciale de ce mollusque, ainsi que pour son utilisation dans la biosurveillance du littoral.

L'objectif de ce travail a donc trois volets : dans un premier temps, un suivi de l'évolution des paramètres physico-chimiques (Température, pH, Oxygène dissous, et Salinité) de l'eau de mer ; en suite une étude de cycle de la reproduction de la moule *Perna perna* provenant de la cote Algéroise ; et finalement une étude histologique des gonades des moules *Perna perna* et l'impact des paramètres physico chimiques sur leur cycle de la reproduction.

La présentation de notre travail de recherche s'articule autour de trois parties :

- ✓ **La première partie** : relatif au contexte bibliographique comporte une Généralité sur les mollusques bivalves en particulier *Mytilus galloprovincialis* et de *Perna perna*.
- ✓ **La deuxième partie** : aborde la zone d'étude, détaille du Matériel et méthodes utilisée dans cette contribution.
- ✓ **La troisième partie** : a été consacré à l'interprétation des résultats.

Une conclusion synthétise l'ensemble des données obtenues dans le cadre de ce travail de recherche et, enfin, des perspectives d'avenir sont également exposées.

I.1. Généralité sur les mollusques bivalves :

Les mollusques constituent à eux seuls un embranchement, ou plus exactement un phylum, un des plus vastes et des plus diversifiés du monde animal. Leur diversité se manifeste dans tous les domaines, taille, habitat, mode de vie et organisation anatomique.

Les mollusques ont colonisé tous les milieux, ils ont marines pour la plupart.

Il existe sept classes, trois d'entre elles sont considérées comme majeurs : ce sont les Gastéropodes, les Céphalopodes et les bivalves avec environ 20 000 espèces (**Martoja, 1995**) qui représentent la grande majorité des mollusques cultivés dans le monde (**Devauchelle, 2000**), sont des invertébrés qui ne possèdent pas de squelette interne (**His et Cantin, 1992**).

En première approximation, on pourrait les définir comme des animaux mous à symétrie bilatérales, donc le corps non métamérisé, sans tête différenciée (Acéphales); il est enveloppé par un manteau, repli tégumentaire constitué de deux lobes qui sécrètent et supportent chacun une des valves (**Poutiers, 1987**)

I.2. Classification des mollusques bivalves :

La classification des bivalves est basée sur de nombreux critères parmi lesquels, la forme de la coquille, de la charnière et la structure des branchies.

I.2.1. Les Lamellibranches ou Acéphales (20 000 espèces) :

- Corps symétrique, aplati latéralement ;
- Une région céphalique rudimentaire (acéphales) ;
- Un manteau divisé en deux lobes latéraux et symétriques, sécrétant chacun une des valves de la coquille (d'où le nom de Bivalves) (**His et Cantin, 1992**).

Les principales familles de cette classe:

- **Famille des Glycymerididae** : Ce sont de gros coquillages bivalves arrondis, à charnière taxodonte (la charnière de la coquille a de nombreuses dents de même taille)(**FAO, 2013**).

Famille des Noetiidae :

- Mollusques bivalves taxodontes (la charnière de la coquille à de nombreuses dents de même taille). Ils se trouvent dans les fissures entre les rochers ou sous les pierres (FAO, 2013).
- **Famille des Hiatellidae** : La forme est anguleuse, voire vaguement rectangulaire ou triangulaire. Les deux valves peuvent avoir des formes légèrement différentes mais elles ne possèdent pas d'épine (FAO, 2013).
- **Famille des Pholadidae** : Ces bivalves ont une coquille allongée et ouverte en avant et en arrière. La charnière est sans dent. On observe une apophyse interne qui permet l'insertion de muscles (FAO, 2013).
- **Famille des Mytilidae**: Ces bivalves se trouvent dans les fissures entre les rochers ou sous les pierres. Ces coquillages secrètent un byssus qui leur permet de se fixer à un rocher, à une algue ou de s'ancrer dans le sable, la charnière ne possède pas de dent. Les formes des mytilidés, plus communément appelées moules, vont du triangulaire au flabelliforme (en forme d'éventail). Les crochets se trouvent à l'extrémité antérieure. Deux espèces sont principalement exploitées : *Perna perna* et *Mytilus galloprovincialis* (FAO, 2013).

I.3. Morphologie et anatomie de la moule :

Les moules sont des lamellibranches ou pélécytopodes est une classe des mollusques aquatiques à symétrie bilatérale. Le corps est comprimé latéralement, mou non segmenté, sans tête différenciée (Acéphales).

Il est enveloppé par un manteau, repli tégumentaire constitué de deux lobes qui secrètent et supportent chacun une des valves. Les lobes palléaux, fusionnés dorsalement entre eux et avec la masse viscérale délimitent ventralement une vaste cavité palléale interne en communication avec le milieu extérieur ; ils sont étroitement rattachés aux valves le long d'une ligne palléale (Poutiers, 1987).

La masse viscérale est représentée par une cavité entourée par une couche de tissu (Drif, 2012).

- Le manteau délimitant une cavité palléale sécréter une coquille et peut renfermer ;
- Un système nerveux élémentaire ;
- Un système circulatoire ;
- Des organes reproducteurs et excréteurs.

Donc la moule est comme tous les êtres vivants, se reproduisent, se nourrissent, respirent, rejettent des déchets, etc. (**Martoja, 1995**).

Mais il existe aussi, dans ce vaste groupe, des adaptations moins répandues et des organes dont la structure ne peut être comparée à aucune autre (**Voire Fig. 1**) (**Martoja, 1995**).

❖ La coquille :

Elles sont articulées dorsalement, dans le plan sagittal par une charnière où les dents d'une valve pénètrent dans les fossettes de l'autre valve(**Fig.1**).

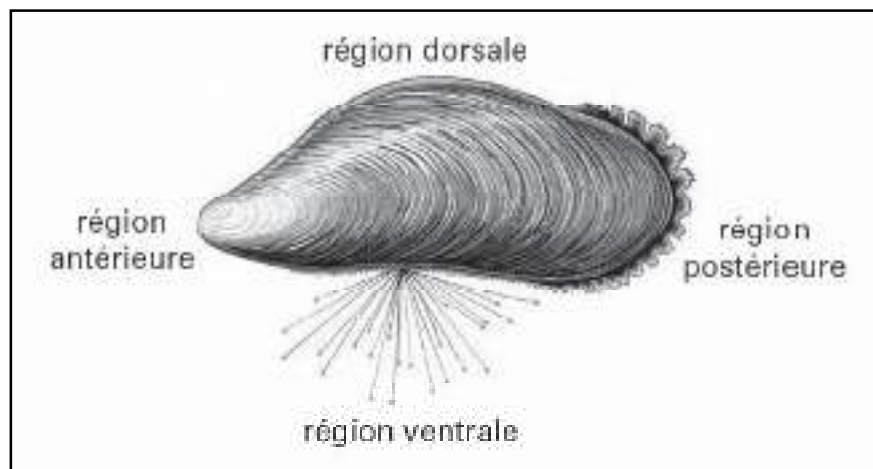


Figure 1 : Présentation de la coquille et son orientation (Deconinck, 1971)

La coquille est constituée de trois couches :

- Une couche extérieure sombre et fine (péριοstracum) protège la coquille contre les acides dissous dans l'eau. Elle est formée d'une protéine, la conchyoline proche de la chitine. C'est la même substance qui constitue la charnière.
- Une couche plus épaisse (ostracum), sous la couche extérieure, faite de cristaux prismatiques de carbonate de calcium (calcite) imbriqués dans un réseau protéinique.
- Une couche intérieure de nacre est également constituée de cristaux de carbonate de calcium superposés en plusieurs couches fines (**His et Cantin, 1992**).
-

La face externe de la coquille présente des stries d'accroissement concentriques, témoins de leur croissance. Le côté postérieur est la partie la plus ancienne.

La face interne permet d'observer l'insertion de différents organes(Fig.2) :

- la ligne palléale, insertion des bords du manteau ;
- celle deux muscles adducteurs : antérieur est réduit, s'opposent à l'action mécanique du ligament, par leur contraction ils ferment la coquille, insérés perpendiculairement aux valves, et marques sur la face interne des valves leurs insertion d'impressions et l'autre postérieur (**Ameur et Amara, 2011**) ;
- le muscle rétracteur du pied (dorso-antérieur) ;
- le muscle rétracteur du byssus (**His et Cantin, 1992**) ;

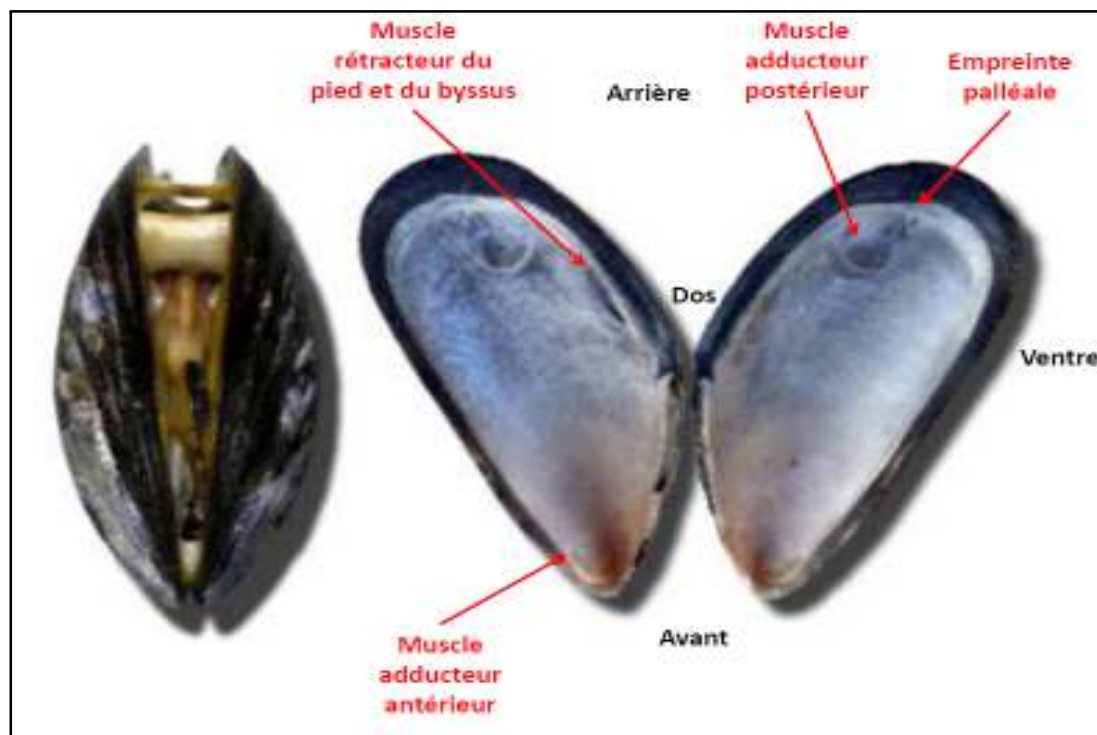


Figure 2: La face interne des valves avec les différents types des muscles (**Muyle, 2012**)

❖ Le manteau :

Le corps très mou est enfermé complètement par le manteau qui forme deux lobes : droit et gauche. Les deux lobes sont soudés à la masse viscérale dans la région dorsale (**His et Cantin, 1992**).

Il remplit un certain nombre de fonctions spécialisées : c'est le siège des capacités sensorielles, la synthèse des substances intervenant dans la minéralisation de la coquille (**Saucedo et Gómez-Robles, 2009**).

Le bord du manteau sécrète les deux premières couches et assure la croissance en largeur de la coquille, tandis que l'ensemble du manteau produit la couche de la coquille et assure la croissance en épaisseur (**Fig. 3**).

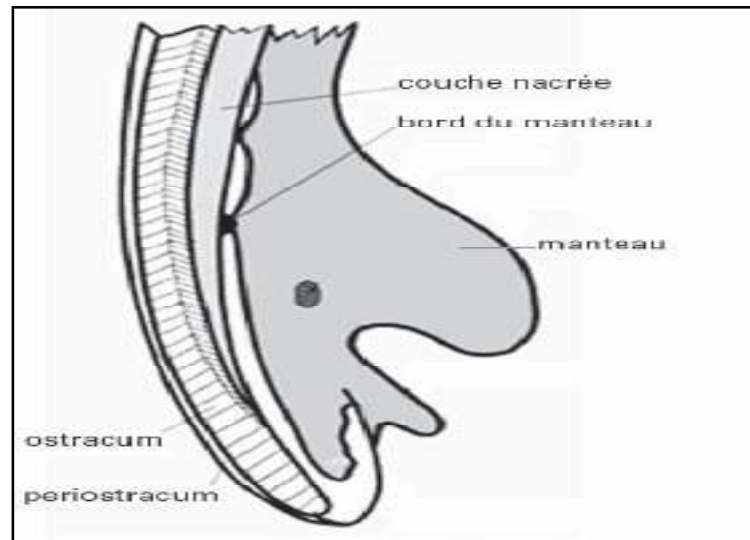


Figure 3: Coupe longitudinale montrant les trois couches de la coquille (**Deconinck, 1971**).

❖ Le pied et le byssus

Le pied est un organe musculueux situé à la base de la masse viscérale des bivalves (**Fig. 4**). Il peut servir au déplacement chez le jeune, et plus rarement chez l'adulte. Il sert le plus souvent à enfouir l'animal, et particulièrement puissant et bien développé chez les bivalves qui vivent enfouis dans le substrat (**Ameur et Amara, 2011**).

Pour cela, le pied sort à l'extérieur de l'animal en passant entre les deux moitiés du manteau. Il peut se replier sous l'action de deux muscles rétracteurs (**Ameur et Amara, 2011**).

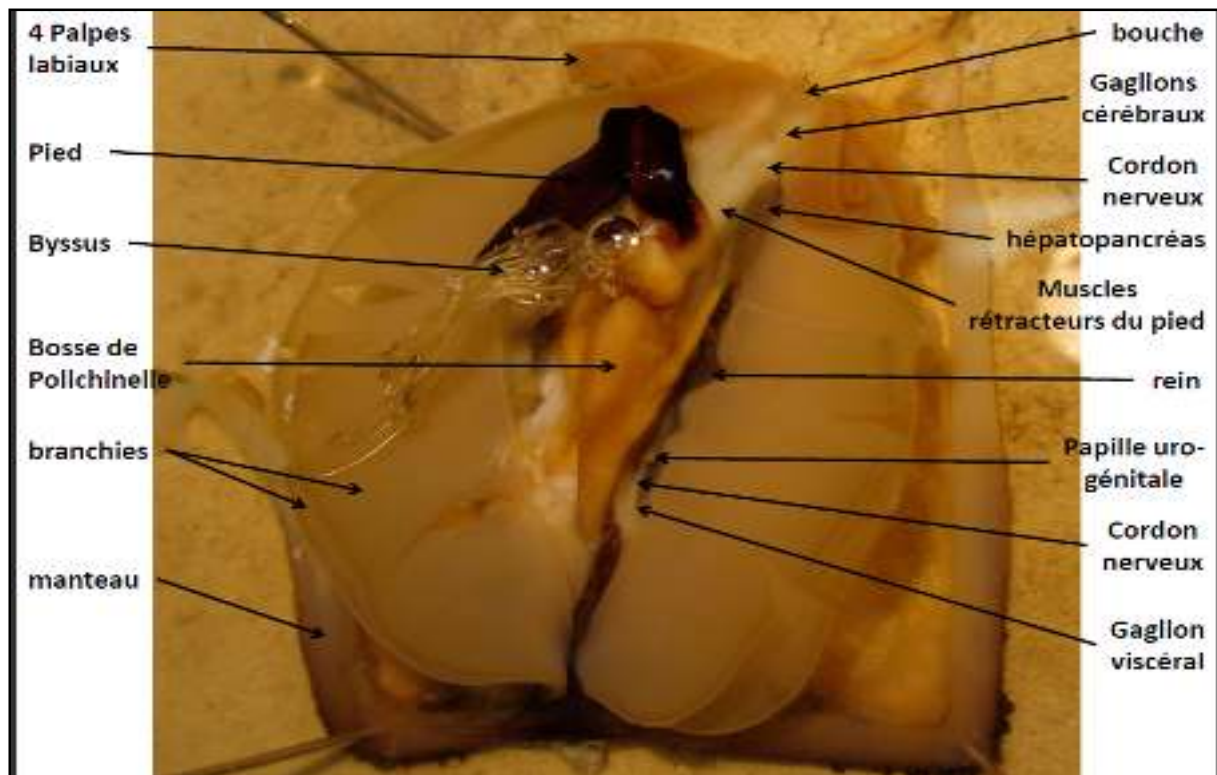


Figure 4 : Dissection de la moule (Muyle, 2012).

En position médiane du pied on trouve la glande byssogène, qui sécrète les byssus (**Fig. 4**). Ces filaments élastiques permettent à l'animal de se fixer sur le substrat, et sont donc très important chez des espèces comme les moules ou certains pectinidés, qui vont pouvoir s'ancrer solidement sur un support.

Ces fibres, à base de protéines quinone et de kératine ont une cuticule extérieure riche en tyrosine qui s'associe avec des ions ferriques pour donner un complexe très résistant à l'usure et ayant une grande capacité. Une fois qu'ils sont sécrétés, les filaments se solidifient au contact de l'eau de mer (**Ameur et Amara, 2011**).

❖ Les branchies :

Les branchies ou cténidies sont une caractéristique majeure des lamellibranches, elle consiste en deux grands organes en feuilles opérant deux séries de phénomènes, la respiration et la filtration de la nourriture à partir de l'eau (**Ameur et Amara, 2011**).

Elles sont au nombre de deux, reliées à la masse viscérale par l'intermédiaire de l'axe branchial (**Fig. 4**).

Chacune est constituée de deux rangée de filament aplatis, ces filament se dirigent vers la face ventrale du mollusque (branche direct ou descendante), puis remontent vers la face

dorsale (branche réfléchie ou ascendante). Les filaments sont tous semblables et disposés en séries uniformes (branchies « lisses ») (**Ameuret Amara, 2011**).

❖ Le système digestif

La moule est un organisme filtreur, elle ne possède plus de radula, elle se nourrit de fines particules en suspension dans l'eau (phytoplancton qui forme sans aucun doute un des constituants majeurs de ce régime, des particules fines de matières organiques inertes (détritus) associées aux bactéries et aussi à la matière organique dissoute) (**Drif, 2012**).

Celles-ci sont retenues grâce au mucus qui tapisse les branchies ; Sous l'eau, la moule s'ouvre légèrement grâce au bords externes du manteau qui sont parfois plus ou moins soudés formant vers l'arrière deux siphons permettant l'entrée de l'eau dans la cavité palléale (siphon inhalant ou ventral) ou son rejet vers l'extérieur (siphon exhalant ou dorsal) (**Poutiers, 1987**).

La bouche est située dans la partie antérieure du corps, c'est une ouverture transversale dont les lèvres se continuent par deux paires de palpes labiaux (**Fig. 4**).

L'œsophage est très court et débouche sur l'estomac dont partent les diverticules digestifs également appelés foie. L'intestin est relié à l'estomac et se termine par le rectum qui traverse le ventricule du cœur. L'anus est situé près du siphon exhalant (**Bachelot, 2010**).

I.4. Ecologie des bivalves:

L'habitat des bivalves est nécessairement en accord avec deux exigences fondamentales :

- 1-Leur respiration qui est exclusivement branchiale, ce qui en fait d'eux des animaux rigoureusement aquatiques.
- 2-Leur mode d'alimentation les oblige à vivre dans des eaux dont ils peuvent extraire les particules alimentaires (**Drif, 2012**).

I. 5. La reproduction chez la moule :

I. 5. 1. Reconnaissance des sexes :

Les moules sont des animaux gonochoriques, quelques rares cas d'hermaphrodisme ont été signalés par (**Lubet, 1959**) chez *Mytilus edulis* (**in Atmani et Bougdir, 2001**).

Ces bivalves étant dépourvus de caractères sexuels secondaires, leur sexe est déterminé par l'examen macroscopique de la gonade en période de la maturité.

Ainsi, la gonade femelle est rose-saumon et la gonade male blanc-jaunâtre.

Toute fois **Lubet (1959)** signale chez *M. galloprovincialis* que ces colorations ne sont apparentes que lorsque la gonade a atteint un degré de maturité suffisant (*in Atmani et Bougdir, 2001*).

Cet examen macroscopique de la gonade doit être donc suivi d'un examen microscopique (histologie) pour confirmer que la gonade rose-saumon représente la femelle et que la gonade blanc-crème est du mâle.

En dehors de la période de la maturité, le sexe n'est pas reconnaissable à l'œil nu (*Atmani et Bougdir, 2001*).

I.5.2. La maturité :

L'âge des animaux ayant atteint la première maturité sexuelle est variable ; il dépend de la saison de fixation du naissain et des facteurs du milieu agissant sur la croissance et le métabolisme (nutrition, température, salinité, etc.).

Cet âge se situerait entre 5 et 8 mois après la fixation, les animaux atteignant alors des tailles comprises entre 15 et 35 mm de longueur.

Une fois instaurée, l'activité sexuelle de durera toute sa vie, avec de brèves périodes de repos (stade o) de 1 à 2 mois pendant lesquelles les gonades régressent fortement alors que la masse viscérale et le manteau sont envahis par des cellules de réserve renfermant lipides et glycogène (**Lubet, 1973**).

Pendant la période de reproduction, la gonade passe par des périodes de Gamétogénèse intense aboutissant à la ponte ou à l'éjaculation puis après l'émission des gamètes, elle est à nouveau le siège de phénomènes de restauration pouvant aboutir après un temps minimum d'un mois à une nouvelle phase de maturité.

Un même animal peut donc pondre plusieurs fois pendant son cycle sexuel, et les individus plus âgés montrent une maturation synchrone aboutissant à 1 ou 2 pontes massives, avec un métabolisme orienté de façon prioritaire vers la reproduction.

L'effort de la reproduction croît avec l'âge pour atteindre un poids de gamètes représentant 60% et 80% du poids sec de chair à l'âge de 2 et 3 ans respectivement (**Mauriceet *al*, 1995**).

I.5.3. L'appareil reproducteur:

Les bivalves possèdent deux gonades symétriques qui peuvent fusionner sur la ligne médian. La plupart du temps, elles n'ont pas de forme déterminée (elles sont dites diffuses selon **Lubet (1959)**).

Elles sont constituées des tubules allongés dont les ramifications s'étendent entre les autres organes ou même pénètrent à l'intérieur. On les trouve ainsi entre les tubes de la glande digestive ou, comme chez la moule, dans l'épaisseur du manteau (**Martouja, 1995**).

La gamétogenèse se déroulant dans les tubules (**Fig. 5**), ils sont entouré d'un épithélium emballé par un tissu conjonctif (**Atmani et Bougdir, 2001**).

Les tubules de la gonade se prolongent par des canaux mineurs, eux- mêmes suivis par des canaux majeurs. Ces derniers fusionnent en un canal principal qui est le gonoducte(**Martouja, 1995**).

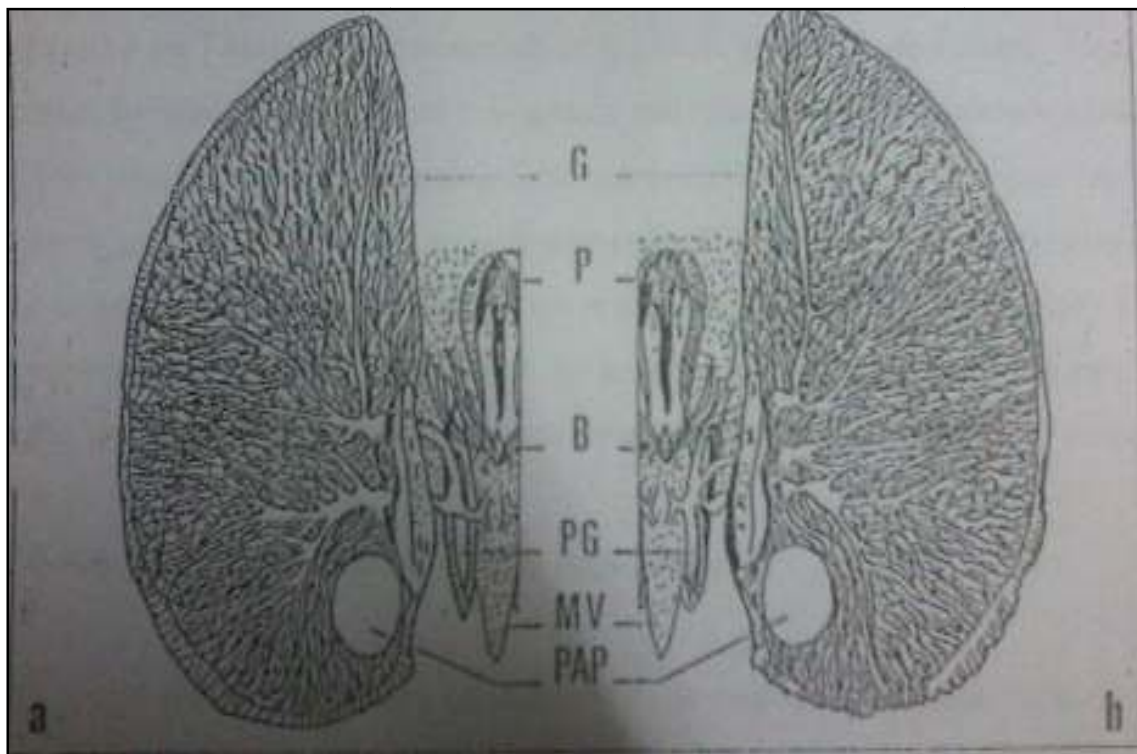
Ces canaux sont regroupent pour former des troncs principaux convergents sous le péricarde et les deux gonoductes, terminaux aboutissent à deux papilles génitales près du muscle adducteur postérieur (**Bachelot, 2010**).

Les cellules de cet épithélium se différencient en cellules germinales ; Ils constitués d'une multitude de follicules où se forment ovules ou spermatozoïdes (**Atmani et Bougdir, 2001**).

Les orifices génitaux peu visibles, sont situés de part et d'autre de la masse viscérale en arrière du pied (**Atmani et Bougdir, 2001**).

Suivant l'état de maturité, la gonade à une extension variable, elle peut être observée au niveau de la masse viscérale, dans la région immédiatement postérieure au pied.

A ce niveau elle forme une protubérance plus ou moins gonflée et colorée selon le stade de la maturité ils sont blanchâtres chez les mâles et jaunes orangés chez les femelles. Celle-ci est appelée « Bosse de Polichinelle ». De cette dernière partent des tubules qui envahissent les lobes du manteau (Atmani et Bougdir, 2001).



(B : Byssus ; G :Gonoducte ; MV : Masse viscérale ; P : Pied ; PAP :Passage de l'adducteur postérieur ; PG : Processus génitale).

Figure 5: Anatomie de l'appareil reproducteur(a : *P. perna* ; b : *M. galloprovincialis*)(in Atmani et Bougdir, 2001).

I.5.4. Les gonades :

Les mytilidés sont actuellement la seule famille de bivalves connue au sein de laquelle le développement gonadique se produit naturellement dans le manteau aux dépens des cellules souches et des réserves stockées (Saucedo et Gómez-Robles, 2009).

Comme il est décrite précédemment ; les gonades ne constituent pas un organe anatomiquement distinct chez les *Mytilidés*, mais sont formées de tubules envahissant la masse viscérale et le manteau.

Il est donc impossible d'établir des relations entre leur poids et celui de l'animal, son âge ou sa longueur (**Lubet, 1973**).

Toute fois, le développement gonadique se fait en fin de l'automne lorsque la température diminue (**Lubet, 1973**).

La gamétogenèse chez les bivalves comprend comme chez tous les métazoaires actuels, une ovogenèse et une spermatogenèse dont le déroulement est bien connu. Les gonades ont une activité variable suivant les périodes (**Drif, 2012**).

I.5.4.1. Spermatogenèse : Les cellules germinales comprennent chez le mâle :

❖ Les cellules souches (CS) :

Ces cellules s'organisent à la périphérie contre la paroi du tubule spermatique.

Elles sont de forme allongée puis se détachent par un pédoncule. Leur taille ne dépasse pas 6,8µm de diamètre et celle du noyau 4,3 µm de diamètre (pour les plus grandes cellules) (**Atmani et Bougdir, 2001**)

❖ Les spermatogonies (spg) :

Ces cellules sont complètement détachées de la paroi tubulaire et s'organisent en amas à la périphérie. Leur taille varie entre 4,3µm et 8,7 µm de diamètre, et leur noyau mesure entre 3,5 µm et 6 µm de diamètre. Leur cytoplasme clair accumule des réserves avec l'accroissement de la cellule. (**Atmani et Bougdir, 2001**).

❖ Les spermatocytes (spc) :

- **Spermatocytes primaires :** Mesurent entre 4,6 µm et 9,3µm ; elles ont une position plus centripète et possèdent un noyau volumineux.
- **Spermatocytes secondaires :** Les cellules trouvent vers la lumière du tubule formant un amas mixtes avec les spermatozoïdes. Elles ont un diamètre de 4 µm (**Atmani et Bougdir, 2001**).

❖ Les spermatides (spt) :

Ce sont des cellules qui ne se divisent plus, mais qui évoluent en passant par différents stades. Elles passent d'une cellule arrondie une cellule allongée (**Atmani et Bougdir, 2001**)

❖ Les spermatozoïdes (spz)

Ces cellules se trouvent concentrés dans la lumière du tubule spermatique et dans les canaux ciliés qui en sont issu. Elles présentent trois éléments distinctifs : une tête, une pièce intermédiaire et un flagelle (**Atmani et Bougdir, 2001**)

I.5.4.2. Ovogenèse :

Les différents stades d'évolution cellulaire sont regroupés en trois étapes : la préméiose, la prévitellogénèse et la vitellogénèse(**Atmani et Bougdir, 2001**).

❖ Préméiose :

• Ovocyte préméiotiques :

Ces cellules dérivent directement des cellules souches qui proviennent de la transformation des cellules épithéliales de la paroi tubuleuse (**Boukroufa, 2003 inGuellal, 2011**). Elles sont de forme ovale, attachées étroitement à la paroi tubuleuse(**Fig.6A**)(**Atmani et Bougdir, 2001**).

❖ Prévitellogénèse :

• Ovocytes prévitellogéniques I :

Ces ovocytes sont également attachés à la paroi tubuleuse, beaucoup plus gros que les précédents, mais prennent une forme aplatie(**Fig.6 B**).

Ils sont composés de petites vésicules de nature glyoprotéique. Ce sont les premières plaquettes vitellines (**Guellal, 2011**).

• Ovocytes prévitellogéniques II :

Ces cellules restent attachées à la paroi du tubule et augmentent de volume. Elles croissent perpendiculairement à la paroi tubulaire. Ce qui leur confère une forme triangulaire(**Fig.6 C**)(**Atmani et Bougdir, 2001**)

❖ Vitellogénèse :

• Ovocytes vitellogéniques pédonculés (ovI) :

Ces ovocytes augmentent de volume, leur forme devient allongée (**Fig.6 D**). Ils sont étirés et rattachés à la paroi tubulaire par un prolongement cytoplasmique en forme de pédoncule (**Atmani et Bougdir, 2001**).

- **Ovocytes vitellogéniques détachés (ovII) :**

Ces cellules terminent leur accroissement, se retrouvent détachées de la paroi tubuleuse et disposées dans la lumière du tubule (**Fig.6 E**)(**Atmaniet Bougdir, 2001**).

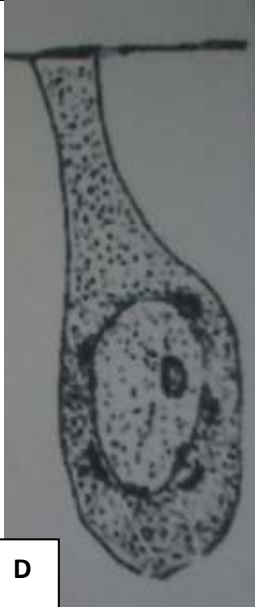
Ovogenie	Prévitellogéniques I	prévitellogéniques II	vitellogéniques pédunculés	vitellogéniques détachés
				
A	B	C	D	E
7-8µm	15-25µm	23-34µm	Long. 52-74µm Larg. 29-39µm	45µm

Figure 6 : Les cellules germinales à différents stades d'évolution (**Boukroufa ,2003**).

I.5.5 Emission des gamètes:

La libération du sperme peut durer plusieurs heures, les valves sont alors largement ouvertes mais, n'effectuent pas de mouvements rapides, Le sperme est évacué par l'ostium sous forme d'un mince filet continu (**His et Cantin, 1992**).

Sous l'action d'une substance appelée fertilisine qui sécrète par les femelles (**Drif, 2012**).

Les femelles sécrètent une substance appelée fertilisine qui déclenche l'éjaculation chez les mâles lors de la ponte chez les femelles.

Les ovules sont émis sous forme de cordonnet qui se désagrège rapidement dans l'eau sous l'influence des courants a également lieu par l'ostium, mais les valves effectuent des mouvements rapides (cloniques) d'ouverture et de fermeture qui chassent violemment de la cavité palléale (**Lubet, 1973**).

Des contractions musculaires peuvent faciliter l'expulsion des ovules hors de la cavité palléale.

Le nombre d'œufs libérés au cours d'une ponte pas encore été estimé, mais l'étude de nombreuses femelles du même âge montré que l'intensité de l'émission variait de façon individuelle et saisonnière. Enfin les émissions de produits sexuels ont aussi lieu aussi bien le jour que la nuit (**His et Cantin, 1992**).

I.5.6 La fécondation et développement larvaire :

La fécondation est externe et se fait dans l'eau de mer (**Fig, 7**). Toutefois, il est fréquent d'observer dans les moulières que beaucoup d'animaux libèrent leurs gamètes simultanément (**Lubet, 1959 in Lubet, 1973**).

Dans ce cas, la fécondation peut avoir lieu dans la cavité palléale mais il n'y a jamais d'incubation des germes ou larves.

Ce synchronisme dans l'émission des gamètes a été expliqué par l'action de stimuli externes qui déclencheraient l'éjaculation chez les mâles murs (**Lubet, 1959**).

Le sperme actif semblerait sécréter ou véhiculer une substance qui stimulerait électivement les femelles mûres, entraînant la ponte, ce qui faciliterait la fécondation (**Lubet, 1959**).

Il est difficile de dire si cette substance est réellement liée au sperme (**Lubet, 1959**), ou s'il ne s'agit pas d'une phéromone libérée en même temps que les gamètes (**Lubet, 1973**).

Il faut dire que le cycle de vie des moules est assez complexe ; Il comporte quatre stades de développement :

- Stade 1: Glonchidies,
- Stade 2: Parasitaires,
- Stade 3: Juvénile,
- Stade 4: Adulte.

Après la fécondation ; les œufs deviennent des larves appelées glonchidies, Elles sont constituées de deux petites valves triangulaires et mesurent de 0.04 à 0.07 mm.

La glonchidie s'enkyste (stade parasite) pour effectuer la métamorphose complète indispensable à la suite de son développement.

Au printemps, le kyste libère un petit bivalve identique aux adultes (stade juvénile) (**Fig, 7**) ; Tombé sur le substrat, il s'enfonce à une profondeur de 5 à 50 cm et continue sa croissance jusqu'à l'âge adulte (**Drif, 2012**).

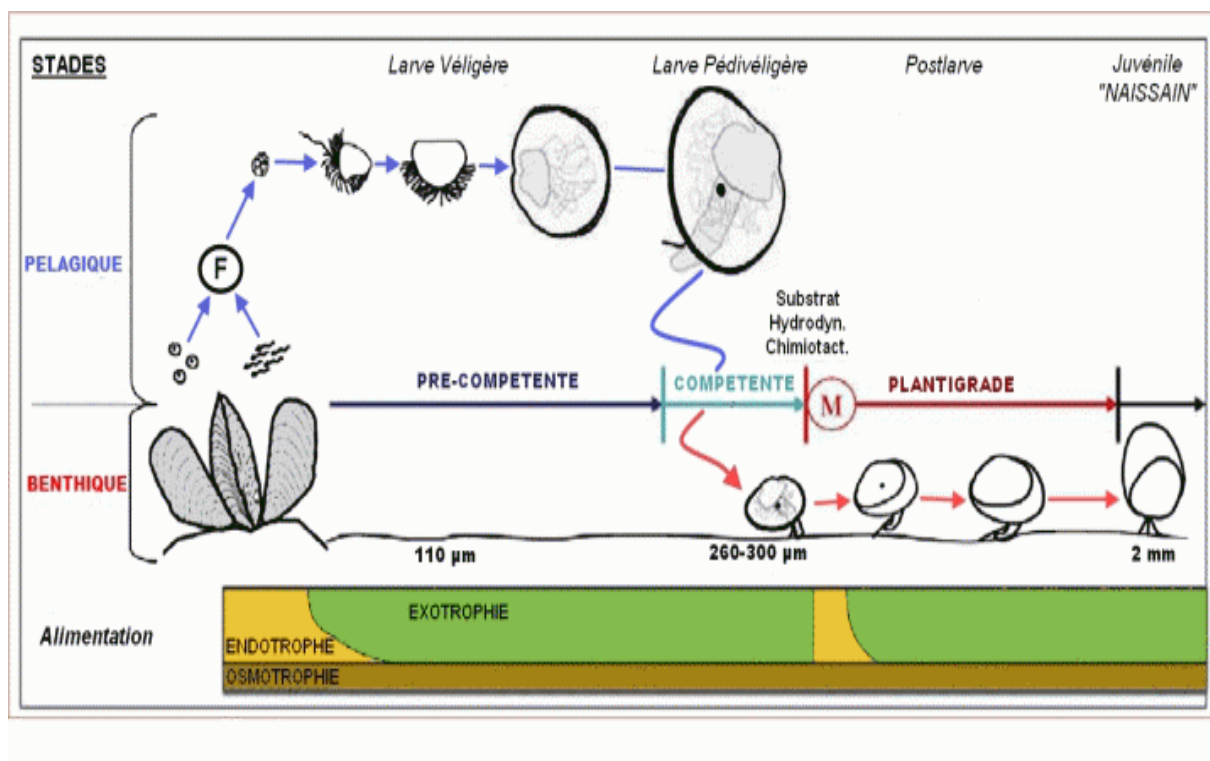


Figure 7: Cycle de développement des bivalves (**Drif, 2012**).

L'aquaculture en Algérie :

Selon **FAO (2011)** l'aquaculture en Algérie est l'élevage d'organisme aquatique.

L'aquaculture Algérienne est en phase de démarrage en matière de production, actuellement la conchyliculture est la plus ancienne des activités aquacoles, c'est une aquacultures essentiellement marine.

Il débute en Algérie depuis 1921 par la création de la station de Bou-Ismaïl qui a pour le but de la détermination des meilleurs méthodes, et lieu pour pratiquer la mytiliculture (**FAO, 2011**).

La mytiliculture est une branche dans la conchyliculture qui désigne l'élevage des moules a une importance économique et écologique notable, a cause de leur capacité de la diminution de la matière organique en suspension, et donc contribuer au maintien d'un équilibre trophique et l'éclaircissement des eaux (Ameur et Amara, 2011).

I.6. Moule *Perna perna* :

I.6.1. Généralité

Les moules brunes des eaux chaudes, du genre *Perna*, ont suscité un grand intérêt tant pour la culture et la consommation que pour la recherche.

Ces moules, ayant une vitesse de croissance rapide, se développent rapidement dans leur habitat naturel et atteignent la taille commerciale de 60-80 mm en six-sept mois.

De plus, les œufs et les larves de ces moules sont relativement résistants et bien adaptés aux conditions des régions tropicales et subtropicales (Lbadaoui, 2012).

I.6.2. Systématique

I.6.2.1. Position

Embranchement: Mollusque.

Classe : Lamellibranches.

Ordre : Filibranchia.

Sous ordre : Anisomyaria

Super Famille : Mytiloidea

Famille :Mytilidea

Sous famille : Mytilinae

Genre : *Perna*.

Espèce : *Perna perna* (Linne, 1758)

I.6.2.2. Synonymie

Plusieurs autres noms scientifiques sont attribués à cette espèce, comme :*Perna mya*, *Mytilus pictus*, *Mytilus africanus* (Chemnitz, 1785), *Mytilus afer* (Gmelin,1791), *Mytilus elongatus* (Lamarck, 1817), *Mytilus perna*, *Chloromya perna*, *Mytilusvenezolanus* (Andreu,1965), *Perna picta* (Born, 1780), *Kuriakose indicata* et *Perna nair* (Lbadaoui, 2012).

I.6.3. Critères de distinction :

Perna perna est un bivalve relativement allongé qui se développe normalement dans les régions tropicales et subtropicales. Le meilleur caractère d'identification morphologique de cette moule est une cicatrice divisée du muscle rétracteur postérieur (**Lbadaoui, 2012**).

Elle est également souvent reconnaissable extérieurement grâce à sa couleur brune (par conséquent, elle est nommée la moule brune) (**Kerdoussi, 2010**).

La coquille de *Perna perna* est mince autour des bords et s'épaissit postérieurement. Pour les individus adultes, la coquille de forme oblongue, trigone et solide mesure 80 à 150 mm de largeur et 35 à 45 mm de hauteur.

Son sommet antérieur est pointu et sa région postérieure est arrondie (**Fig.8**), le bord dorsal de la coquille est très légèrement arqué alors que le bord ventral est long et droit. On note la présence de stries d'accroissement sur la coquille. La charnière est formée par trois ou quatre petites dents (**Lbadaoui, 2012**).



Figure8: Vue de l'extérieur de la coquille de la moule *Perna perna* (**Lbadaoui, 2012**).

L'intérieur de la coquille a une coloration blanche, nacrée plus ou moins violacée. Le périostacum y est brun-fauve avec souvent, des lignes onduleuses vertes.

La taille maximale de la coquille de *Perna perna* est influencée par la distribution verticale. Dans des zones intertidales, la moule atteint 90mm et une taille maximale de 120 mm est atteinte dans les zones sub-littorales.

Le muscle rétracteur postérieur du byssus a une empreinte plus visible que celle du muscle adducteur postérieur qui est en forme de B (Figure 9)(Guellal, 2011 ; Lbadaoui, 2012).

Le muscle adducteur antérieur est absent chez toutes les espèces de *P. perna* (Benchikh, 2009).

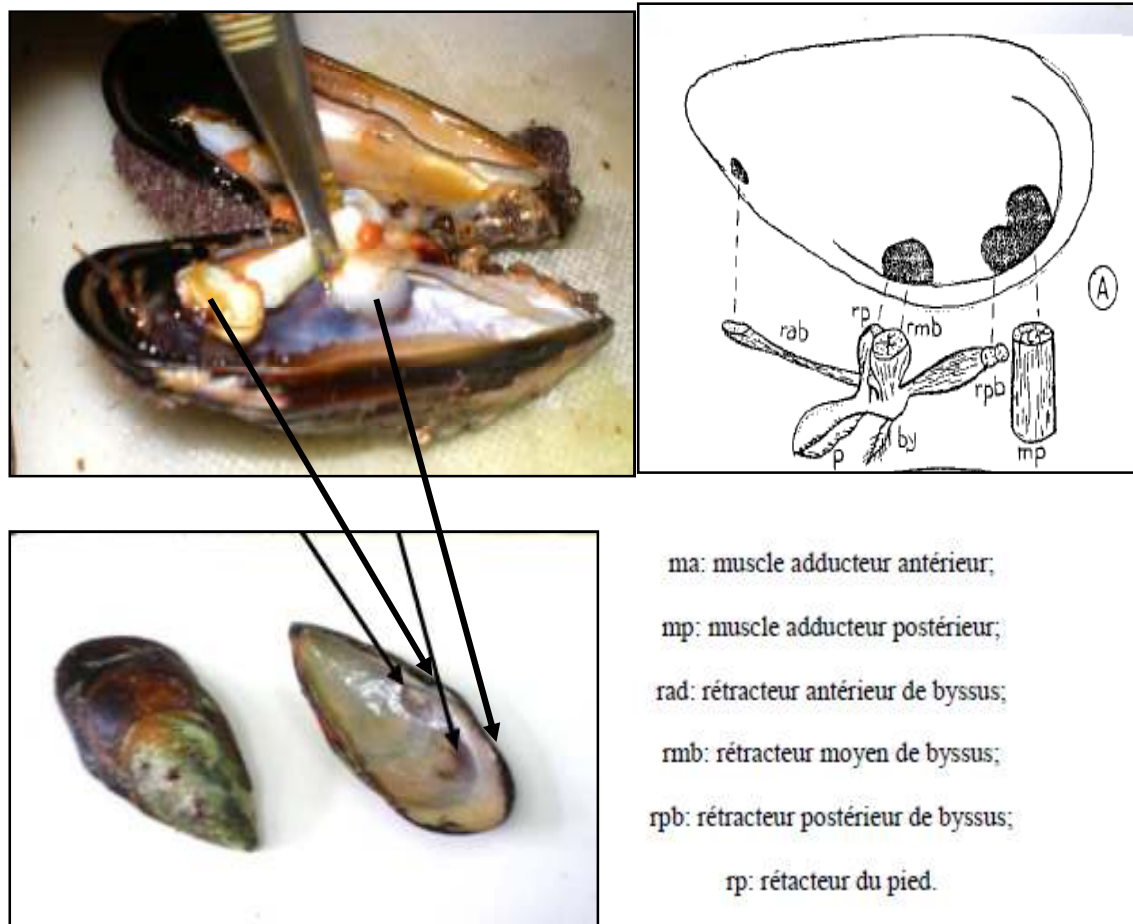


Figure 9: Disposition des insertions musculaires sur la coquille de *Perna perna*(Benchikh, 2009).

I.6.4.Répartition géographique :

La moule *Perna perna* est depuis longtemps signalée, sur les côtes d'Afrique du Nord, sous les noms de *Mytilus africanus* (Chenmitz, 1785), ou *Mytilus pictus*, et en plus dans l'atlantique tropicale et subtropicale : Maroc, Mauritanie, Sénégal, côtes de l'Amérique du Sud (Cayre, 1976).

Dans le bassin méditerranéen, elle est largement répandue sur les côtes d'Afrique du nord, et particulièrement sur le littoral Algérois (Fig. 10). La présence de cette espèce a été signalée

pour la première fois par **Pallery (1921)** et confirmée par **Gruvel (1926)**. Son aire va de Gibraltar au golfe de Tunis en Méditerranée.

La récolte peut se faire aussi par chaluts de fond, dragues, râdeaux ou à la main (**Benchikh, 2009**).

En Algérie, elle peut constituer des moulières ou elle coexiste étroitement avec *Mytilus galloprovincialis*. Sa répartition en profondeur peut aller jusqu'à 100 mètres, selon les régions et les conditions écologiques du milieu (**Guellal, 2010**).



Figure 10: Catre de répartition géographique de l'espèce *Perna perna*(**Guellal, 2011**).

I.6.5. Cycle de reproduction :

Le cycle de reproduction de *Perna perna* est étendu sur toute l'année avec trois périodes caractéristiques de ponte : deux facultatives (hivernale et estivale) et une principale (printanière) (**Lbadaoui, 2012**).

Les séquences du cycle sexuel de cette moule sont synchrones avec ceux des moules *Mytilus* d'une même station.

L'effort de reproduction augmente avec la taille indépendamment de la station et de la saison. Le recrutement a lieu durant toute l'année avec une intensité plus forte après les différentes périodes de ponte (**Lbadaoui, 2012**).

II. Matériel et méthodes:

II.1 Présentation de la zone d'étude

L'Algérie dispose d'un littoral d'environ de 1622,8 Km, de la frontière Algéro-Marocaine à l'Ouest à la frontière Algéro-Tunisienne à l'Est. Ce littoral est caractérisé par un plateau continental réduit à l'exception dans la région de Ghazaouet (wilaya de Tlemcen) à l'extrême Ouest et la région d'El Kala (wilaya d'El Taref) à l'extrême Est (**Fig, 11**). (**Zeghdoudi, 2006**).

La côte Algérienne est caractérisée par ces deux couches d'eaux superposées, l'eau Atlantique modifiée et l'eau Méditerranéenne. En effet, l'eau Atlantique pénètre dans la mer d'Alboran où ses caractéristiques initiales commencent à s'altérer, donnant ainsi naissance à l'eau atlantique modifiée (**Benzohra, 1993 in zeghdoudi 2006**).

Ce même auteur signale cette eau dans le bassin Algérien où elle se reconnaît dans une couche superficielle de 150 m d'épaisseur, avec une température de 15 à 23°C en surface et de 13,5 à 14°C en profondeur et de salinités allant de 36,5 à 38‰



Figure 11: Littoral algérien long de 1622,8 km (**zeghdoudi, 2006**).

Présentation de site de prélèvement :

La wilaya de Boumerdes est une wilaya côtière du centre du pays avec 100 Km de profile littorale. Elle se situe dans la région Nord Centre, partie intégrante de l'Est de l'air métropolitaine d'Alger. La superficie globale de la wilaya de Boumerdes est de 1456,16Km. (Fig, 12).

La wilaya de Boumerdes est délimitée : au Nord par la mer Méditerranée entre Boudouaou El Bahri et Afir, à l'Ouest par la Wilaya d'Alger ; à l'Est par la Wilaya de Tizi Ouzou, au Sud Ouest par la wilaya de Blida, au sud par la wilaya de Bouira (plateau de Bouira).



Figure 12: Carte de la wilaya de boumerdés (Google, 2008)

II .2. Matériel biologiques :

Notre étude était réalisée seulement sur l'espèce *Perna perna* : mollusque bivalve de la famille *Mytilidae* à cause de leur abondance au niveau de site de prélèvement et la rareté des autres espèces comme *Mytilus galloprovincialis*.

II.3. Matériel non biologiques :

Le matériel non biologique est représenté par la verrerie, l'appareillage, les réactifs, les solutions (**Voir annexe III**).

II.4. Stratégie d'échantillonnage :

II.4.1. Récolte des bivalves :

Pour la réalisation de cette étude nous avons effectué un échantillonnage mensuel réalisé dans un seul site (figuier ; Boumerdés) durant la période s'étalant de décembre 2015 jusqu'à Avril 2016.

Le prélèvement réalisé selon 2étapes principales La récolte et les mesures :

La récolte de la moule *P. perna* est effectuée à la main à l'aide d'un ciseau et à raison de 150 individus par mois dans le site. Les moules sont immédiatement transportées dans des glacières à T°C de $\pm 4^{\circ}\text{C}$ jusqu'au laboratoire pour être triées, nettoyées et débarrassées de leurs épibiontes ; elles sont ensuite pesées et mesurées (**Fig. 13**).



Figure 13: La récolte et le transport de la moule *Perna perna*

II.5. Mesure des paramètres physico-chimiques :

Les paramètres physico-chimiques étudiés sont : la température, le pH, la salinité, l'oxygène dissous.

Les mesures de la température ($T^{\circ}\text{C}$), le PH, la salinité et l'oxygène dissous ont été réalisés «*in situ*» mensuellement à l'aide d'un appareil multi paramètres (Consort 525 pour le pH ; Radiomètre analytique pour l'oxygène dissous et la température) (**Fig. 14. A**).

Chaque appareil doit être calibré avant d'effectuer les mesures ; L'utilisation de ces appareils consiste à :

1. Faire plonger la sonde dans l'eau ;
2. Attendre quelques secondes la stabilisation de l'affichage sur l'écran (**Fig.14. B**) ;
3. Lire le résultat de la mesure sur l'écran avec son unité de mesure.

Le résultat affiché est reporté sur des fiches préalablement préparées. Dans le but d'éviter que les résultats ne soient erronés, les sondes sont rincées à l'eau distillée puis tamponnées avec du papier absorbant après chaque mesure et pour chaque échantillon

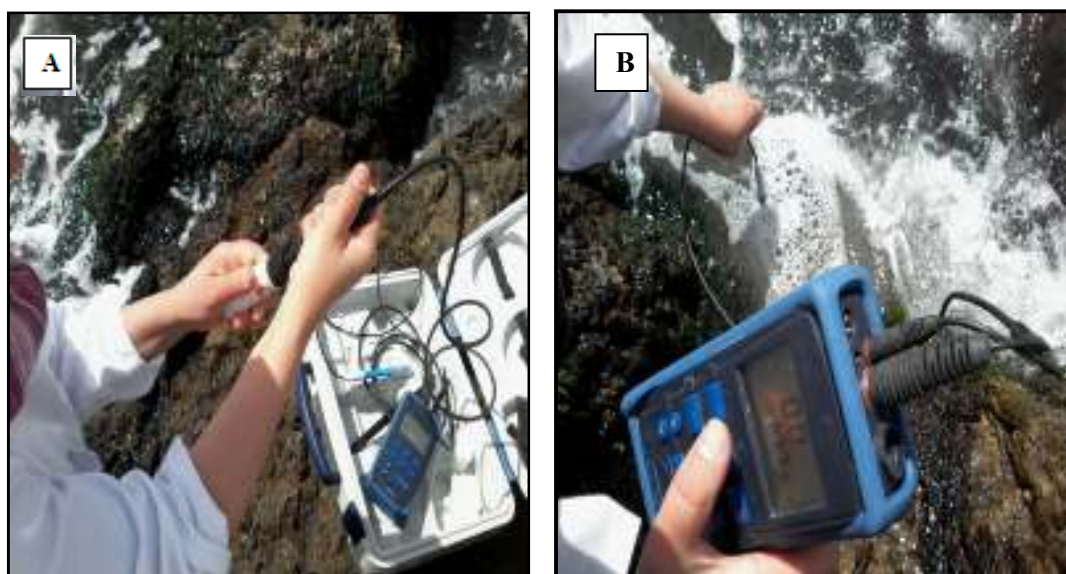


Figure14: Appareil multi paramètres analytiques.

II.6. Traitement des moules récoltées:

Les mesures ont été réalisées le jour même du prélèvement ou bien le deuxième jour pour éviter l'effet du jeûne et émission éventuelle des gamètes, due au stress ; Ces phénomènes biologiques diminuant le poids de la masse molle totale et par la suite l'indice de condition (**Beninger et Lucas, 1984**)

Après avoir nettoyé les moules on mesure les trois paramètres linéaires suivants à l'aide d'un pied à coulisse à 0,5 mm de précision (**Fig. 15**) :

- La longueur totale correspondant à la plus grande distance, séparant le bord antérieur du bord postérieur de la coquille.
- La largeur qui va de charnière dorsale au bord ventral.
- L'épaisseur maximale qui est la largeur maximale de la convexité des deux valves réunies.

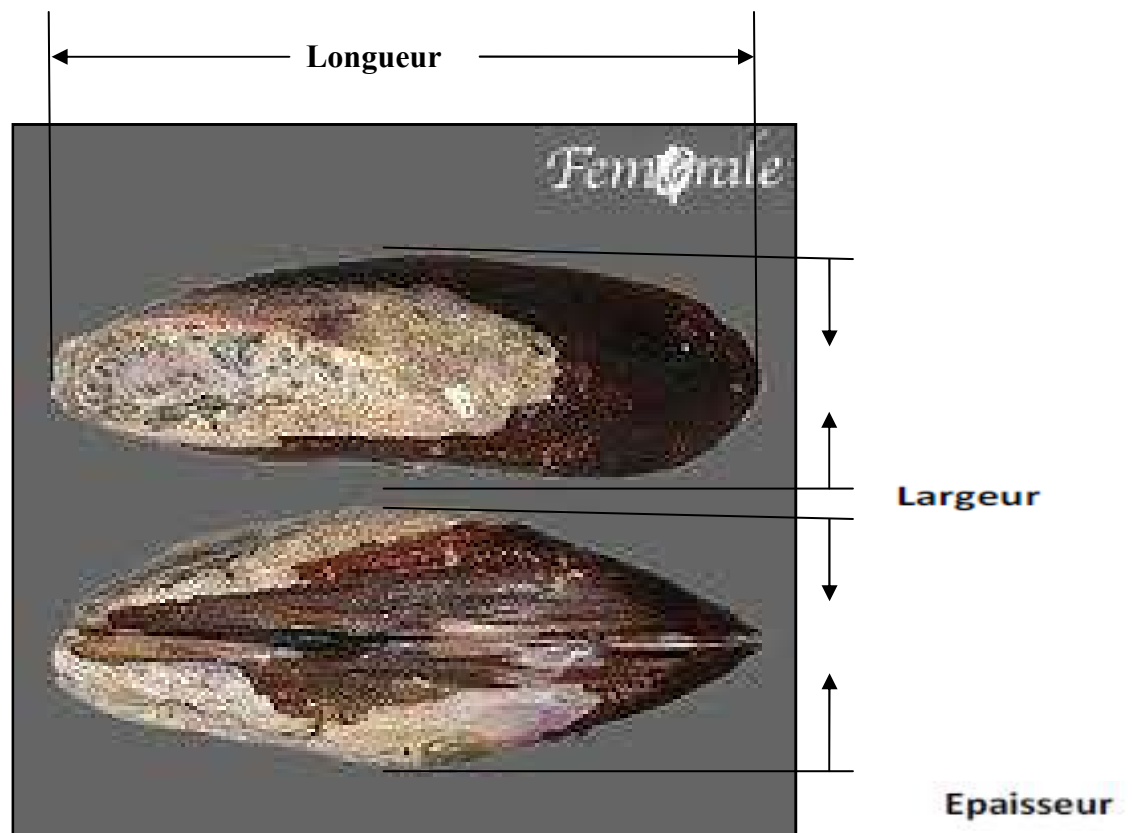


Figure 15: Les différents paramètres linéaires mesurés

Par ailleurs les individus ont été pesés à l'aide d'une balance de précision (KERN 440-33, précision 0,01g) afin de déterminer les paramètres pondéraux suivants :

- Poids total: qui correspond au poids de la moule débarrassé de son épibionte, et dont les valves sont essuyées par un linge.
- Poids de la chair: c'est le poids des parties molles de l'animal après les avoir détaché de la coquille et débarrasser de l'eau inter valvaire subsistante. L'ensemble de la masse viscérale fraîche égouttée est ensuite pesé.
- Poids sec de la chair: il est obtenu après séchage de la masse molle à l'étuve pendant 24 heures à 100°C.



Figure 16: La déterminer les paramètres pondéraux (Photos originales)

II. 7. Indice de condition:

L'indice de condition nous donne une idée de l'état physiologique des individus d'une population (**Benchikh, 2009**) et permet d'estimer la part de la matière organique émise lors de la reproduction (**Bodoy et Massé, 1979**).

Selon **Pellerin–Massicotte (1994)** il est aussi un indicateur général de stress et de la santé des organismes.

L'indice de condition (IC) choisi dans le cadre de cette étude est celui proposé par **Pellerin-Massicotte et al, (1989)**, il va nous permettre de suivre les étapes de la gamétogénèse et les périodes des émissions des gamètes ; le calcul de l'indice de condition en chair a été calculé comme suit:

$$IC = \frac{\text{Poids de la masse molle}}{\text{Poids humide total}} \times 100$$

II.8. Etude de la reproduction

L'étude de la reproduction constitue une phase préliminaire indispensable aux autres composantes de la biologie et de l'écologie d'une espèce. L'étude de sex-ratio permet de dégager les caractéristiques de la sexualité de *Perna perna* et de déterminer les périodes d'inversions sexuelles.

La maturité sexuelle de l'espèce est étudiée selon trois approches : l'observation macroscopique des stades de maturité, la détermination de la taille à la première maturité sexuelle ; et une étude histologique qui apporte des renseignements complémentaires sur le déroulement du cycle sexuel.

Les échantillons récoltés dans de cette étude proviennent tous du site figuier Boumerdas, avec un effectif total de 356 individus.

II.8.1. Sex-ratio

II.8.1.1. Méthodologie

La sex-ratio correspond au rapport entre l'abondance des deux sexes d'une population. C'est l'un des paramètres qui contribuent au maintien dans une certaine limite, la capacité reproductrice de l'espèce (**Kartas et Quignard, 1984**).

Il peut être exprimé sous les formes suivantes :

- Nombre de mâles pour 100 femelles ($M/F \times 100$;
- Pourcentage respectif de mâles (taux de masculinité : $(M/(M+F)) \times 100$;
- Pourcentage respectif de femelles (taux de féminité : $(F/(M+F)) \times 100$.

Dans la présente étude la sex-ratio est considérée comme étant le pourcentage respectif des mâles et des femelles macroscopiquement identifiés, les individus immatures de sexe indéterminable ont été écartés.

II.8.1.1.1. Test statistique :

A partir de l'ensemble d'individu, les proportions des mâles et des femelles sont calculées, ainsi que leur précision (P0) au risque de 5% selon la relation suivante :

$$P0 = 1.96 \sqrt{\frac{P \times Q}{N}}$$

Avec :

P : pourcentage observé des femelles ;

Q : pourcentage observé des mâles ;

N : nombre total.

La comparaison entre un pourcentage observé (P) et un pourcentage théorique (P0) est basée sur le test de l'écart réduit.

La formule est la suivante :

$$\varepsilon = \frac{P0 - P}{\sqrt{\frac{P \times Q}{N}}}$$

Si $\varepsilon < 1.96$ la différence n'est pas significative au risque de 5% ;

Si $\varepsilon > 1.96$ la différence est significative.

III.8.1.1.2. Sex-ratio en fonction de la taille

La répartition des deux sexes en fonction de la taille est effectuée par classe de taille de 2 mm d'intervalle. Sur l'ensemble des données, la taille moyenne et la variance ont été calculées. Un test de comparaison de moyennes a été utilisé pour confirmer s'il existe une différence significative entre les tailles moyennes des deux sexes, il s'agit du test de l'écart réduit (Schwartz, 1983) dont la formule est la suivante :

$$\varepsilon = |X_{m1} - X_{m2}| / \sqrt{(\sigma_1 / n_1) + (\sigma_2 / n_2)}$$

Avec :

X_{m1} : taille moyenne des femelles ;

X_{m2} : taille moyenne des mâles ;

σ₁ : variance des femelles ;

σ₂ : variance des mâles ;

n₁ : nombre de femelles ;

n₂ : nombre de mâles.

II.8.1.1.3. Evolution mensuelle et saisonnière du sex-ratio

L'évolution mensuelle et saisonnière du sex-ratio met en évidence les variations d'abondances des deux sexes en fonction des mois et en fonction des saisons.

II.2. La maturité sexuelle

II.2.1. Méthodologie

Plusieurs échelles de maturité ont été définies pour les Mollusques Bivalves, ces échelles font appel soit à l'aspect macroscopique de la gonade (**Loosanoff, 1937 ; Chipperfield, 1953 ; Lucas, 1965**), soit à l'aspect microscopique et à son examen histologique (**Lubet, 1959**).

II.2.1.1. Aspect macroscopique

II.2.1.1.1. Cycle sexuel et période de ponte

L'étude macroscopique de la gonade suivant l'échelle de **Lucas (1965)**, permet d'établir le cycle sexuel de la population de *Perna perna* et de déterminer l'état de maturité d'un grand nombre d'individus. Cette échelle est basée sur l'aspect, la forme et la coloration de la gonade blanche chez les mâles et orange pâle chez les femelles (**Fig. 17 ; 18**).

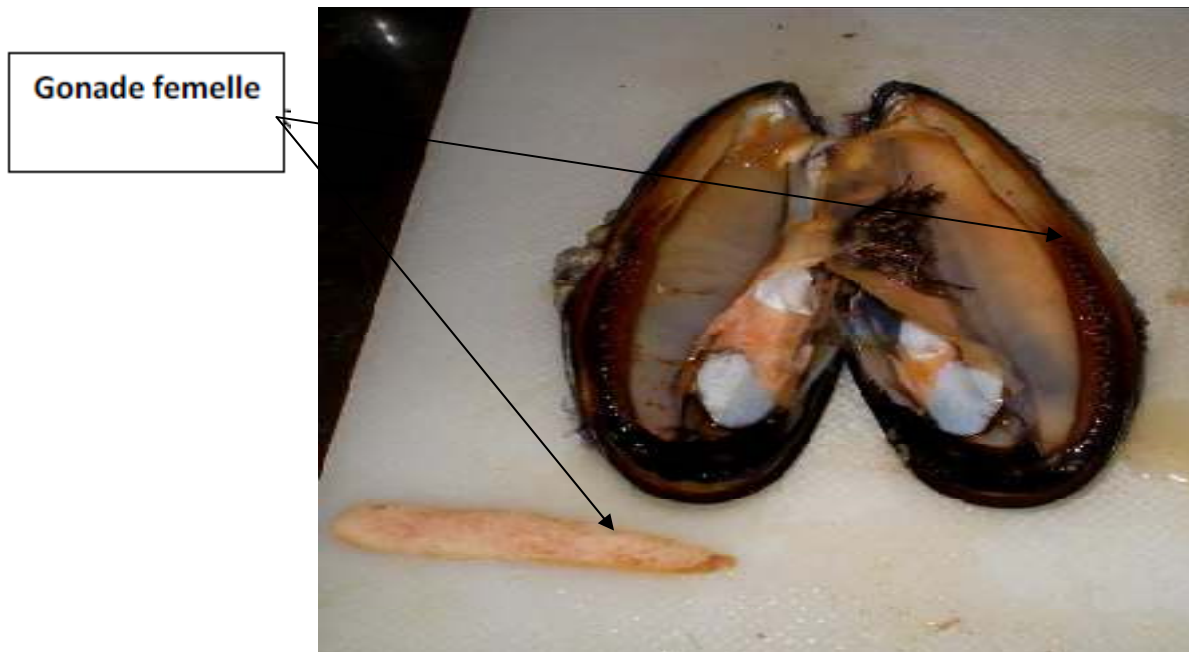


Figure 17 : Différenciation des gonades et femelles chez la moule *Perna perna*.

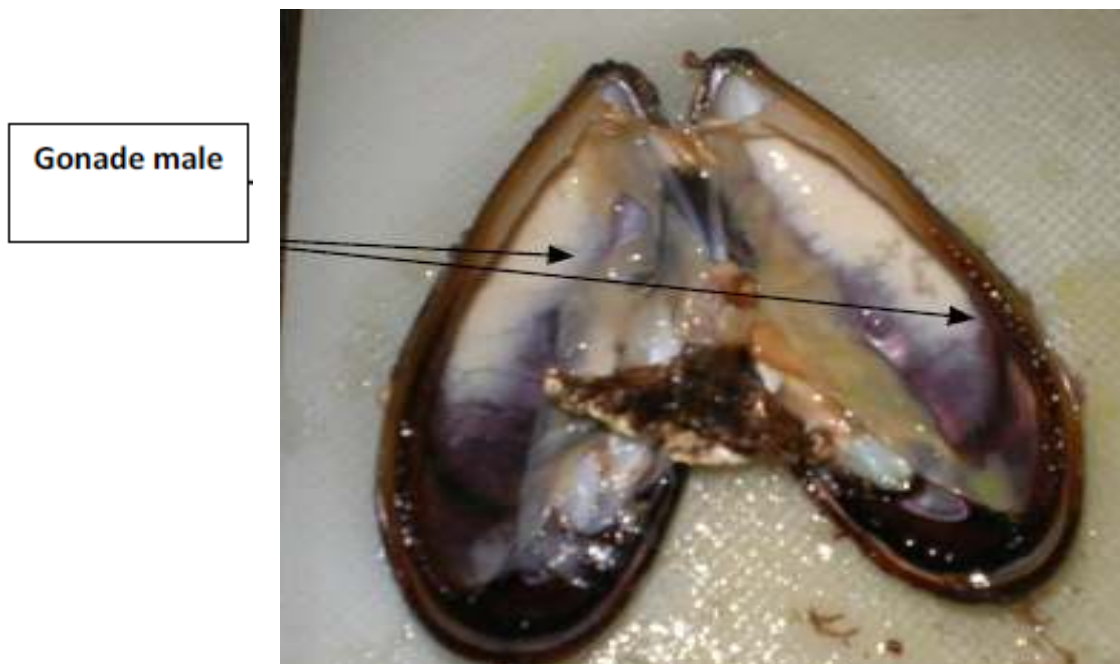


Figure 18 : Différenciation des gonades males chez la moule *Perna perna* (Photo original).

Elle comporte trois stades : le stade A, stade B, et stade C.

- **Stade A** : le sexe est indéterminable, la gonade est transparente avec une présence de quelques pigments de couleur marron, c'est le stade immature.
- **Stade B** : la gonade tend à s'opacifier et devient blanche chez les mâles et orange pâle chez les femelles, le sexe est ainsi déterminable à l'œil nu.
- **Stade C** : la gonade est caractérisée par un volume maximum atteint, elle devient gonflée et colorée d'orange vif chez les femelles et de blanc crémeux chez les mâles.

II.8.2.1.1.2. Taille à la première maturité sexuelle

La taille de la première maturité sexuelle permet de distinguer dans une population, les individus immatures des individus matures qui participent à la reproduction. La maturité sexuelle n'est acquise qu'à un certain âge de la vie de l'individu ; à partir duquel, il est considéré comme un géniteur potentiel.

La détermination de cette taille a été effectuée graphiquement selon la méthode statistique de **Fontana et Le Guen (1969)**.

Les points d'inflexion du sigmoïde représentant le pourcentage d'individus matures en fonction de la taille, correspondent par interpolation à la taille de maturité sexuelle L50 et L100. Seuls les mois qui présentent la période de maturation de l'espèce ont été considérés.

Pour déterminer les stades de maturités, plusieurs échelles ont été proposées. Pour notre étude, nous avons choisi l'échelle microscopique de (**Lubet 1959**).

On distingue quatre stades :

- Le stade 0 :

Il correspond à la période de repos sexuel qui est plus brève chez *Mytilus galloprovincialis*, les gamètes résiduels sont phagocytés dans les tubules. La lumière des tubules disparaît du fait de la prolifération du tissu de réserve inter gonadique (**Lubet, 1973**).

- Le stade I : (Reprise de l'activité génitale),

Repérable chez les animaux accomplissant leur premier cycle sexuel et chez les moules ayant terminé la phase de repos sexuel (stade 0), cette étape est très rapide et peut être caractérisée par l'aspect particulier du manteau.

On observe chez les jeunes animaux la formation de tubules gonadiques qui envahissent la masse viscérale et le manteau (multiplication des gonocytes et des spermatocytes ou ovocytes) Chez les animaux ayant terminé la phase de repos sexuel, ce stade correspond à la restauration des tubules gonadiques qui redeviennent apparent mais restent encore noyés dans le tissu de réserve inter-folliculaire (**Lubet, 1973**).

- Le stade : *II* : (Gamétogenèse),

La glande sexuelle commence à développer ; On peut repérer dans la gonade male toutes les images cytologiques de la spermatogénèse (présence des différentes catégories cellulaires : spermatogonies, spermatocytes 1 et 2, spermatides et quelques rares spermatozoïdes non fonctionnels).

Chez les femelles, toutes les étapes de l'ovogenèse sont présentes : ovogonies, ovocytes à différents degrés d'accroissement, mais encore fortement enracinés sur la paroi du tubule, il n'existe pas de cellules folliculaire (**Lubet, 1973**)

- Le stade *IIIA-1*: (Maturité génitale),

L'ovogenèse et spermatogenèse sont pratiquement terminées, les gonades ayant alors atteint leur état maximum, le poids des animaux est alors maximum (**Lubet, 1973**).

Toutefois, ces animaux sont encore incapables de pondre ou d'éjaculer ; Les tubules mâles renferment presque uniquement des spermatozoïdes non fonctionnels et quelques spermatogonies sur les parois.

Chez les femelles, à part quelques ovogonies et ovocytes en pré-vitellogénèse repérables sur les parois, toute la lumière du tubule est occupée par des ovocytes.

L'apparition d'une coloration du manteau suivant le sexe : rouge orangée pour les femelles, Jaune-crème pour les males (**Kaddour, 2006**).

- Le stade *IIIA-2* :

Les moules sont excitables et répondent par la ponte ou l'éjaculation aux stimuli externes. Cytologiquement, les tubules mâles sont caractérisés par une répartition homogène du sperme qui est actif dans l'eau de mer (**Lubet, 1973**).

Chez les femelles, les ovocytes ont perdu leur forme polygonale. Tout se passe comme si la perméabilité cellulaire s'était modifiée permettant la turgescence des ovocytes (**Lubet, 1973**).

- Le stade *IIIB* : (Emission des gamètes),

La ponte ou l'éjaculation peuvent être totales ou partielles, avec un très grand nombre de tubules vides ne renfermant plus que des gamètes résiduels. Toutefois, les cellules germinales, les ovogonies ou spermatogonies commencent à se multiplier de façon importante. Le manteau est devenu très mince (**Lubet, 1973**).

- Le stade *IIIC* : (Restauration de la gonade),

Après l'émission des gamètes, les séquences de la gamétogénèse décrites pour le stade II se retrouvent avec les mêmes images cytologiques.

Toutefois ce stade diffère du stade II par la présence de tubules gonadiques de grande taille et l'absence ou l'extrême réduction de cellules de réserve intra tubulaires (cellules adipo granuleuses). Chaque animal peut présenter au cours du cycle sexuel deux à quatre phases de restauration qui conduisent à une nouvelle maturité (stades III A-1 et A-2) (**Lubet, 1973**). L'amplitude de la phase de restauration diminue vers le mois de mai, la quantité des gamètes produits devenant de plus en plus faible et finalement, en juin ou juillet, le volume des tubules diminue considérablement.

- *Stade IIID* : Arrêt de l'activité génitale et reconstitution des réserves.

Au cours de ce stade l'activité génitale s'arrête complètement, importants phénomènes ont lieu dans le manteau, les follicules s'écroulent et dégénèrent. On observe souvent, dans la lumière, des follicules et des débris cellulaires. L'animal se retrouve de nouveau au stade du repos sexuel (**Benchikh, 2009**).

II.8.2.1.2. Aspect microscopique

Pour séparer les stades de prolifération et les stades de vidange, un examen histologique a été réalisé, il permet ainsi de connaître l'évolution précise de la gonade comme l'a montré **Lubet (1959)**.

Selon l'échelle microscopique de **Lubet (1959)**, il existe 8 stades microscopiques qui sont bien expliqués dans le chapitre de généralité (Pages 11, 12, et 13).

II. 2.1.2.1. Techniques histologiques

L'étude histologique de la gonade de *Perna perna* a été réalisée selon le protocole de **Martoja et Martoja (1967) (in Brahimi 2011)**.

Les trois grandes étapes classiques de cette technique sont :

La fixation, déshydratation-imprégnation-inclusion et la coloration.

❖ La fixation :

Les individus de *Perna perna* récoltés sont ouverts en sanctionnant le muscle adducteur au bistouri, ils sont fixés entièrement dans le Bouin aqueux pendant 7 jours.

Ce fixateur liquide est composé d'une solution d'acide picrique saturé à l'eau de mer, formol et l'acide acétique. Ou bien dans Bouin alcoolique pendant 24 heures qui est composé d'une solution d'acide acétique glacial, Alcool, formol et l'acide acétique (**Annexe IV**).

- ❖ Après la fixation, les pièces gonadiques (le manteau et la bosse polichinelle) a ensuite été placé dans une caissette de plastique et inclus dans le formol pendant 24 heures.

❖ La déshydratation :

Le but de la déshydratation est de préparer la pénétration de la paraffine non miscible a l'eau, au différents tissus de la pièce.

- ❖ Les pièces subissent une déshydratation dans une série de six bains d'alcool de concentration croissante (70°-100°) dans un appareil automatique à rotation appelé AUTOMATE (ASP 6025) selon les étapes qui mentionné dans (**fiche technique, Annexe IV**).
- ❖ L'éclaircissement se fait par immersion dans trois bains de xylène afin de rendre les pièces transparences

❖ imprégnation a la paraffine

L'échantillon a ensuite été inclus dans trois bains de paraffine liquide : la durée de chaque bain est d'une heure 65 mn. Cette étape consiste en la pénétration de la paraffine dans les tissus dont l'avantage est de soutenir les différentes structures.

❖ inclusion :

Le but de l'inclusion est de conférer à l'ensemble que doivent former la pièce et la paraffine qui l'entoure, une consistance homogène avec une bonne adhérence.

L'inclusion s'effectue sur une plaque en coulant dans la paraffine liquide dans laquelle nous plaçons les pièces à l'aide d'une pince ; Puis placé au réfrigérateur pour favoriser la solidification du bloc.

Il en résulte après refroidissement de la paraffine, des blocs qui peuvent être conservés. Les blocs de paraffine sont coupés au microtome en rubans de 2 micromètres, ces rubans sont étalés puis collés sur les lames et mises à séchées dans l'étuve à 45 °C pendant 12 heures.

❖ Coloration :

• Déparaffinage et réhydratation :

Les coupes ont été colorées par un automate à coloration (SLIDE ST icrom) les coupes sont déparaffinées pour hydrater les tissus.

Ainsi elles subissent différentes bains de xylène puis l'éthanol de degré décroissant (100°,95 puis 70) pour observer les étapes d'ovogénèse et de spermatogénèse et enfin d'eau distillée.

Elles sont ensuite colorées par l'hématoxyline de Harris et l'éosine suivant la méthode utilisant par (Martija, et martoja-Pierson, 1967)

Le mélange de ces deux colorants est couramment utilisé en histologie et permet de bien différencier les différents tissus présents sur une coupe histologique. L'éosine est un colorant acide qui colore le cytoplasme en rose et plus particulière structures basiques comme les protéines du cytoplasme, alors que l'hématoxyline est un colorant basique qui colore les noyaux en violet et plus spécialement les structures cellulaires acides comme l'ADN ou l'ARN

Les préparations ont ensuite été montées entre lames et lamelles à l'aide d'une résine d'inclusion de type Eukitt à l'air à température ambiante.

Enfin les coupes différenciées sont prêtes pour l'observation au microscope.

III.1. Les paramètres physico-chimiques de l'eau :

III.1.1 La température:

La température de l'eau présente une variation saisonnière remarquable. La valeur la plus élevée enregistré durant le mois de décembre, puis elle diminuer vers une valeur de 18,0°C au mois de Décembre 2015, cette dernier entame une baisse progressive qui se prolonge jusqu'à la période hivernale où elle atteint une valeur minimale de 16,7°C en janvier 2016.

Mais cette valeur ne prend pas longtemps pour augmente à nouveau et atteint la valeur de 17,3°C durant le mois d'Avril 2015 (**Fig. 19**).

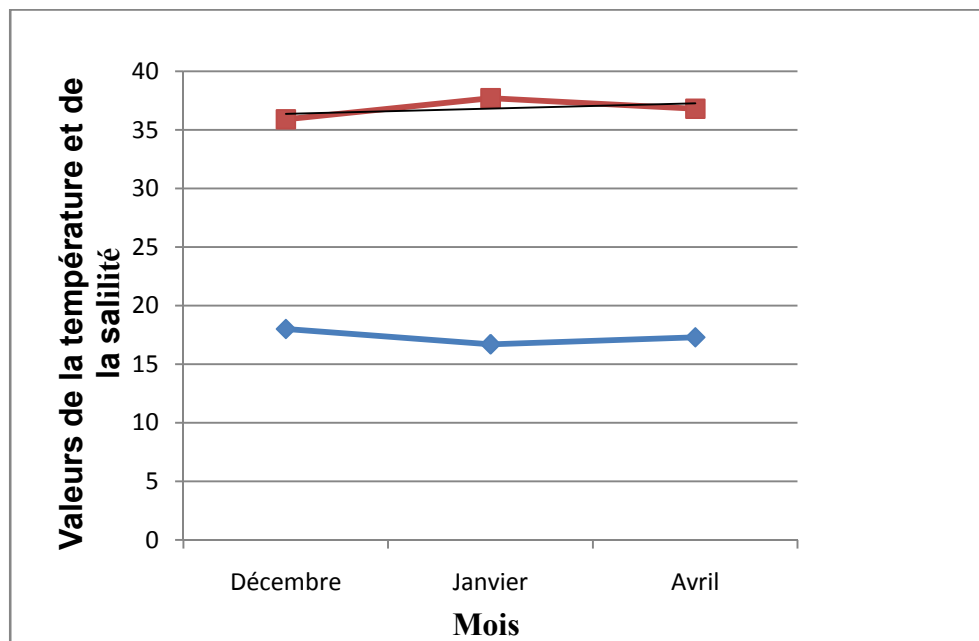


Figure 19: L'évolution mensuelle de la température (°C) et de la salinité (PSU) de l'eau.

III.1.2. La salinité:

Les teneurs de salinités présentent une variation durant cette période d'étude. Elle passe de 35,7 psu au mois de Décembre à 37,7 psu au mois de Janvier, puis elle diminue au mois d'Avril avec une valeur de 36,8 psu (**Fig. 20**).

1.3. L'oxygène dissous :

Les teneurs en oxygène dissous montrent des fluctuations saisonnières, les concentrations sont proportionnelles aux valeurs de la température. En effet, une valeur maximale d'oxygène dissous de 28,8 mg/l au mois de décembre qui correspond à une température de 18°C et une

valeur minimale de 20,8mg/l au mois d'Avril qui correspond à une température de 16,7°C (Fig. 15).

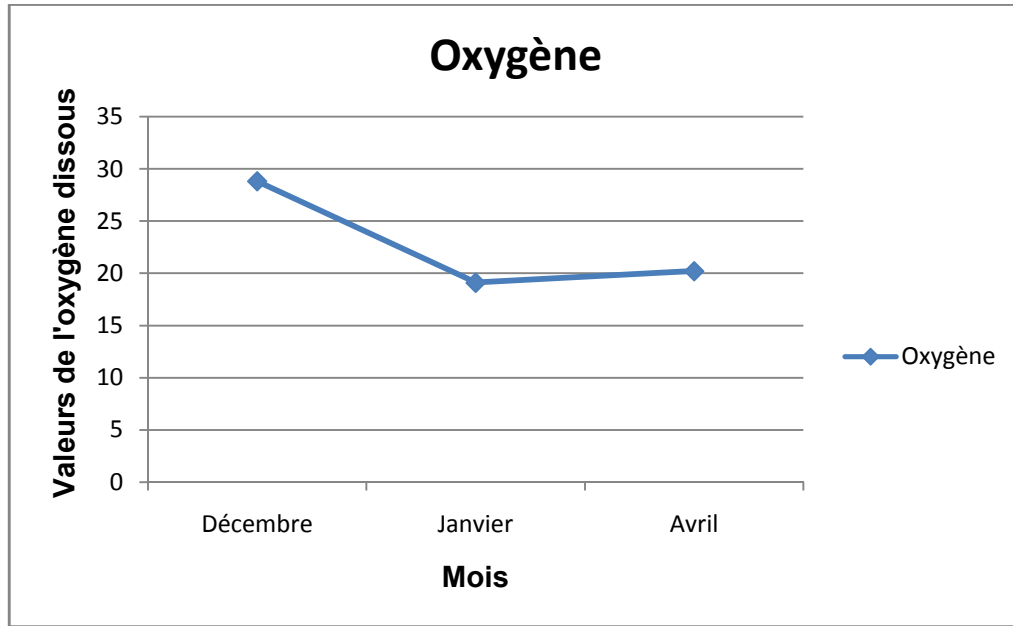


Figure 20: L'évolution mensuelle de l'oxygène dissous dans l'eau

III.2. Etude de la croissance :

III.2.1. Indice de condition :

Les valeurs de l'indice de condition des moules récoltées montre une stabilité plus au moins faible au mois de décembre 2015, et janvier 2016 (Fig. 21).

Ces valeurs elles sont élevées progressivement au moins de mars pour atteindre la valeur maximale 35,09% (Tableau 1) au mois d'avril.

Tableau 1: L'indice de condition mensuelles (chez *P. perna* récoltée)

Moins	Indice de condition
Décembre - 2015	29,64
Janvier- 2016	29,82
Mars- 2016	31,65
Avril- 2016	35,09

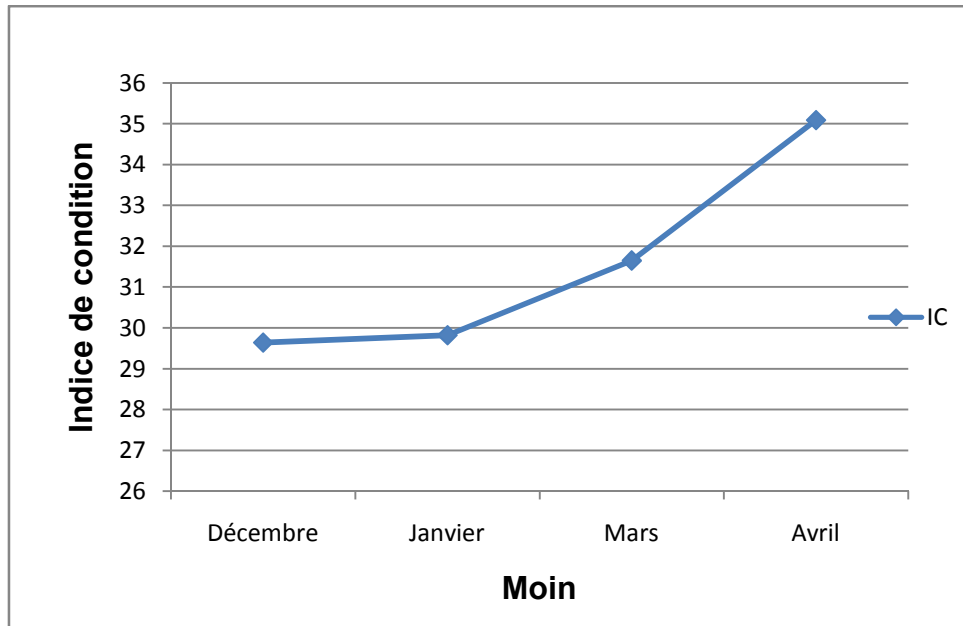


Figure 21 : La variation de l'indice de condition de la moule récolté *P. perna*

III.3. Etude de la reproduction :

III.3. 1. Sex-ratio global :

Sur un total de 844 individus dont 388 mâles, 351 femelles et 105 indéterminés, les pourcentages des mâles et des femelles calculés sont respectivement de : 52,50 % et 47,50 % (**Tableau 2**), ce qui indique une égalité de sexes.

La valeur de l'écart réduit calculée est de l'ordre de 1,42, cette valeur montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les pourcentages des deux sexes ; par conséquent, la distribution des mâles et des femelles est équilibrée dans la population de *Perna perna*.

Tableau 2 : Sex-ratio global de la moule *Perna perna*.

Sexe	Effectif	Pourcentage au risque 5%	Ecart réduit
Mâles	388	52,50±3,60	ε=1,42
Femelles	351	47,50±3,60	
Total	739	100,00	

III.3. 2. Sex-ratio en fonction de la taille :

Le but consiste à suivre la répartition des deux sexes en fonction de la taille et d'estimer la taille moyenne des mâles et des femelles pendant la période de reproduction (Zerdani, 1993).

La taille moyenne des mâles égale à 37,5 mm, elle est inférieure à celle des femelles qui est équivalente à 42,15 mm. La valeur ϵ qui est estimée à 3,75, il est supérieur à celle au risque de 5%(1,96), ce qui indique qu'il existe une différence significative entre les tailles moyennes des deux sexes (Tableau 3).

Tableau 3 : Paramètres statistiques des mâles et des femelles de la moule *Perna perna*

Tailles	Mâles	Femelles
LT max	60,8	66,6
LT min	14,2	17,7
Moyenne	37,5	42,15
Variance	271,445	298,90125
ϵ	3,75	

Pour les classes de taille de 20 mm, 28 mm, 36 mm, 40 mm, 56 mm, et la classe de 78mm, les pourcentages des mâles dépassent 66,7%.

Dans les classes de taille de 26 mm, 32 mm, 46 mm, et 60 mm, le taux des femelles est supérieur à 58,3% (Fig. 22). (Tableau A, Annexe V).

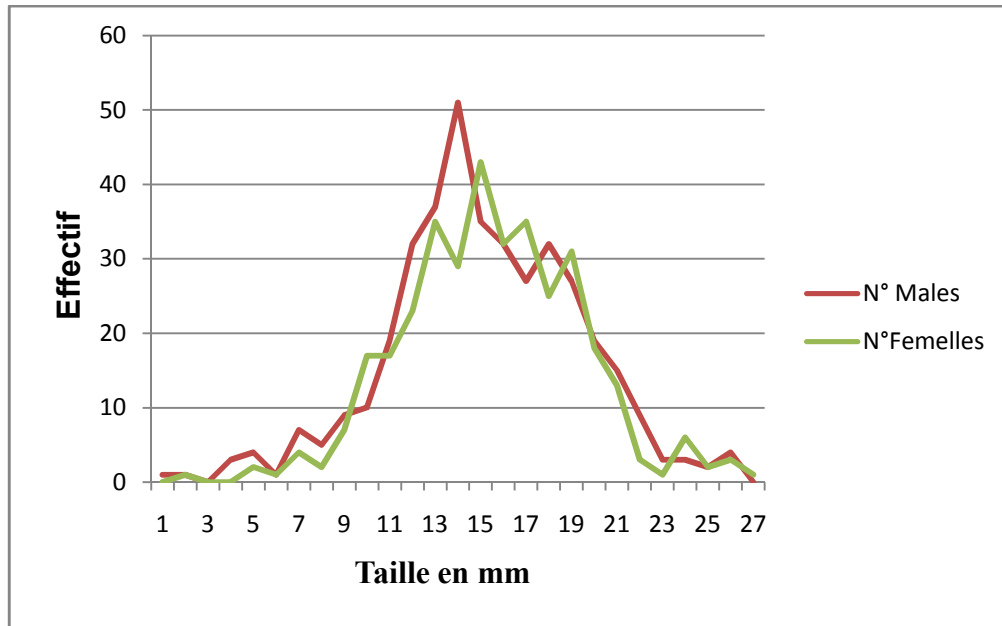


Figure 22 : Courbes d'abondance de taille en fonction de l'effectif des mâles et des femelles de *P. perna*

Globalement, la dominance des mâles est nettement observée dans les gammes de petites tailles, contrairement aux femelles qui sont bien représentés dans la gamme de grande taille.

Dans les tailles moyennes, les pourcentages de la répartition des deux sexes sont équilibrés (Fig. 23).

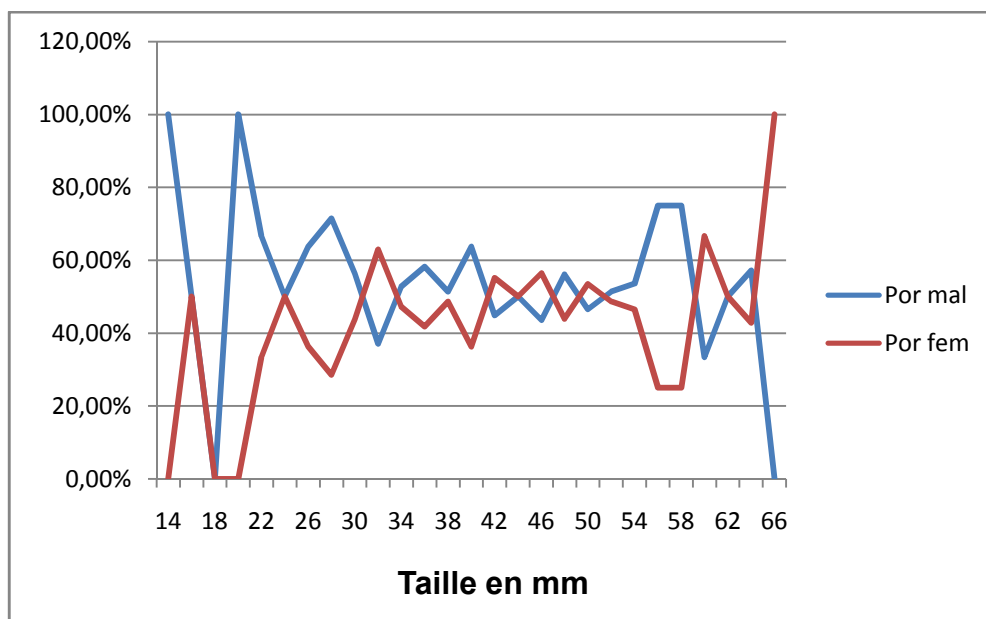


Figure23: Pourcentage des mâles et femelles en fonction de la taille.

L'observation de la **figure 24** confirme la bonne répartition des femelles dans les grandes tailles. A partir de 32 mm, le taux de féminité dépasse les 50%.

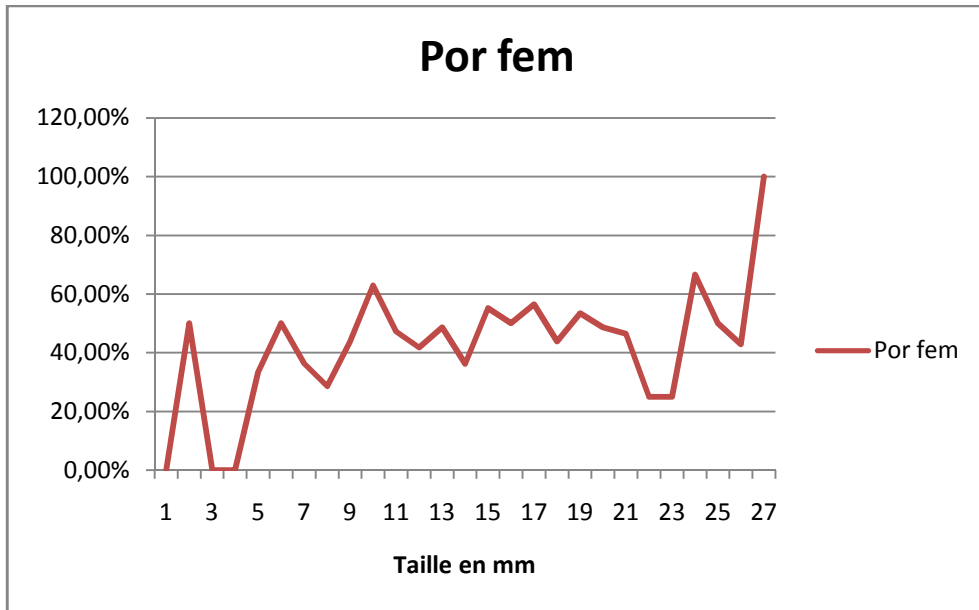


Figure 24 : Pourcentage des femelles en fonction de la taille.

III.3.3. Evolution mensuelle de la sex-ratio :

Durant la période d'échantillonnage, au mois de décembre 2015 et au mois d'avril 2016, les pourcentages des deux sexes ne sont pas équilibrés ; le taux des masculinités dépasse les 50% en automne par contre le taux des femelles est entre 40 et 50% (**Fig.25**).

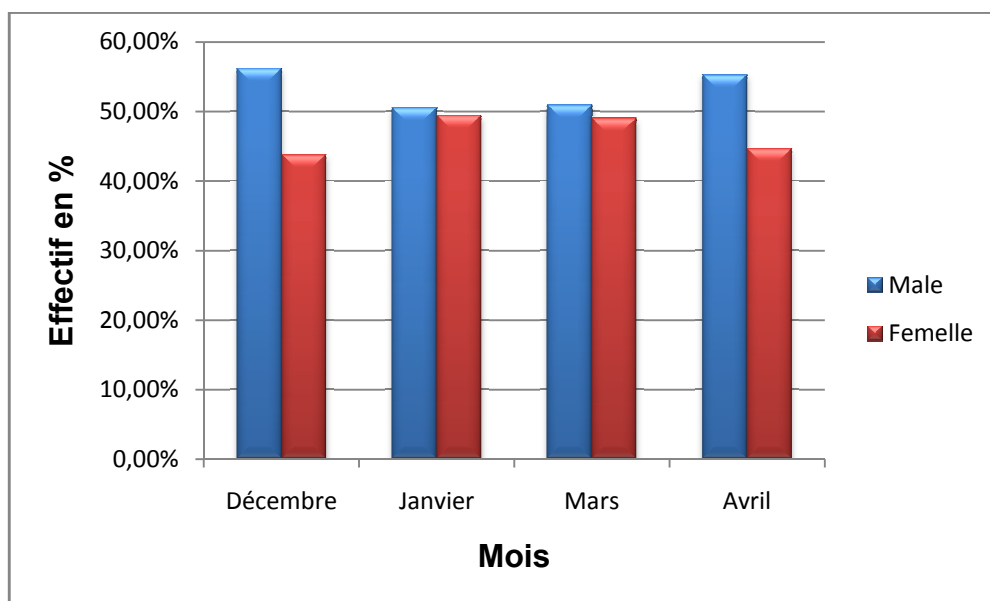


Figure 25: Répartition mensuelles des mâles et des femelles de *P. perna*

Au mois de janvier et mars 2016, on observe une égalité entre le pourcentage des mâles et des femelles qui est respectivement de 50,55 - 50,98% et 49,02 - 49,02% (**Tableau 4**).

Le suivi des sexes durant le mois de février 2016 n'été pas possible à réaliser en raisons de difficulté de l'accès à la mer.

Tableau 4: Répartition des mâles et des femelles *P. perna* par mois en effectif et en pourcentage.

Mois/Sexe	Effectif			Pourcentage	
	Male	Femelle	Totale	Male	Femelle
Décembre	68	53	121	56,20%	43,80%
Janvier	138	135	273	50,55%	49,45%
Mars	104	100	204	50,98%	49,02%
Avril	78	63	141	55,32%	44,68%
Total	388	351	739		

On hiver le taux de masculinité (56,20%) est supérieur à celle de féminité (43,80%) (**Tableau 5**).

L'augmentation du pourcentage des males diminue par rapport au pourcentage des femelles particulièrement entre mars et avril

Tableau 5 : Répartition des mâles et des femelles *P. perna* par saison en effectif et en pourcentage.

Saison/Sexe	Femelles			Pourcentage	
	Mâles	Femelles	Total	Mâles	Femelles
Automne	68	53	121	56,20%	43,80%
Hiver	138	135	273	50,55%	49,45%
Printemps	182	163	345	52,75%	47,25%
Total	388	351	739		

III.4. La maturité sexuelle :

III.4.1. Aspect macroscopique :

III.4.1.1. Cycle sexuel et période de ponte :

Chez les mâles des valeurs élevées du stade A sont observé du mois de décembre 2015 avec une valeur de 27,66%, et au mois de janvier 2016 avec une valeur de 13, 20 %.

Le pourcentage de ce stade diminue au mois de mars ou il atteint la valeur la plus faible dans le cycle de 5,45%, (**Tableau, 6**), ce pourcentage s'annule complètement au mois d'avril (**Fig. 26**).

L'évolution mensuelle du stade B montre que les proportions des individus à ce stade présentent une valeur importante au mois de décembre 2015 (**Figure 26**). Ce pourcentage diminue en janvier et en mars pour atteint 0,91%. En avril, le pourcentage des individus à ce stade augment pour atteint la valeur de 24,36% (**Tableau 6**).

Le stade C est le stade de maturation maximale de la gonade, ce stade présente une augmentation progressive à partir de mois de décembre 2015(**Figure 26**). , et marque une valeur de 52,83% à janvier 2016 et de valeur maximale de 93,64% au mars, dans ce mois tous les individus récoltés sont mûrs. Les proportions de ce stade diminuent faiblement en avril et marquent une proportion de 75,46%. (**Tableau 6**).

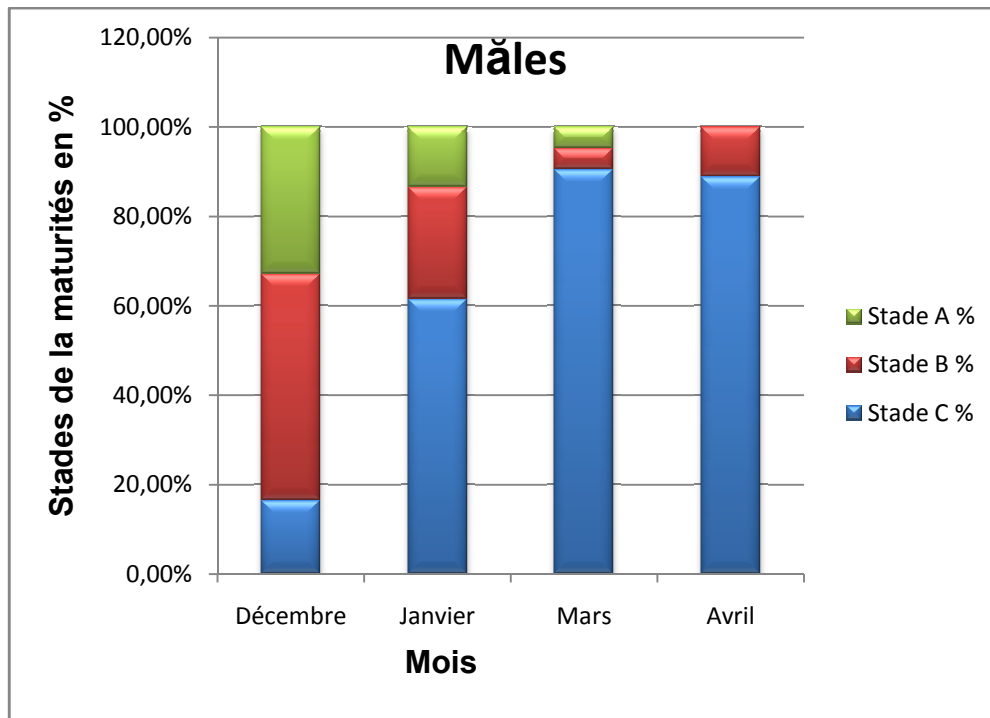


Figure 26 : Cycle sexuel des mâles de la moule *Perna perna*

Tableau 6 : Répartition mensuelles des effectifs et pourcentages des différents stades de la maturité des males de *P. perna* :

Moi/stade	Male						
	StadeA		Stade B		Stade C		Totale
	Effectif	%	Effectif	%	Effectif	%	
Décembre	26	27,66%	53	56,38%	15	15,96%	94
Janvier	21	13,21%	54	33,96%	84	52,83%	159
Mars	6	5,45%	1	0,91%	103	93,64%	110
Avril	0	0,00%	19	24,36%	59	75,64%	78

Pour les femelles, le pourcentage d'individus au stade A est important au décembre 2015 et au janvier 2016 avec des valeurs de 32,91% et 13,46% respectivement (**Tableau 7**). Ce pourcentage diminue en mars pour atteindre la valeur la plus faible de 4,76%. Ce pourcentage s'annule complètement au mois d'avril (**Fig. 27**).

Le stade B, présente la même allure que chez les mâles, il atteint la valeur maximale de 50,63% en décembre 2015. Ce pourcentage diminue jusqu'à mars 2016, où il marque une valeur de 4,76%. Les proportions d'individus à ce stade s'annulent complètement en avril 2016. (**Fig, 27**)

Chez les femelles, le stade C présente une augmentation progressive de décembre 2015 à mars 2016, où il marque sa valeur la plus élevée qui est de 90,48%. Au mois d'avril, ce pourcentage est diminué (**Tableau 7**).

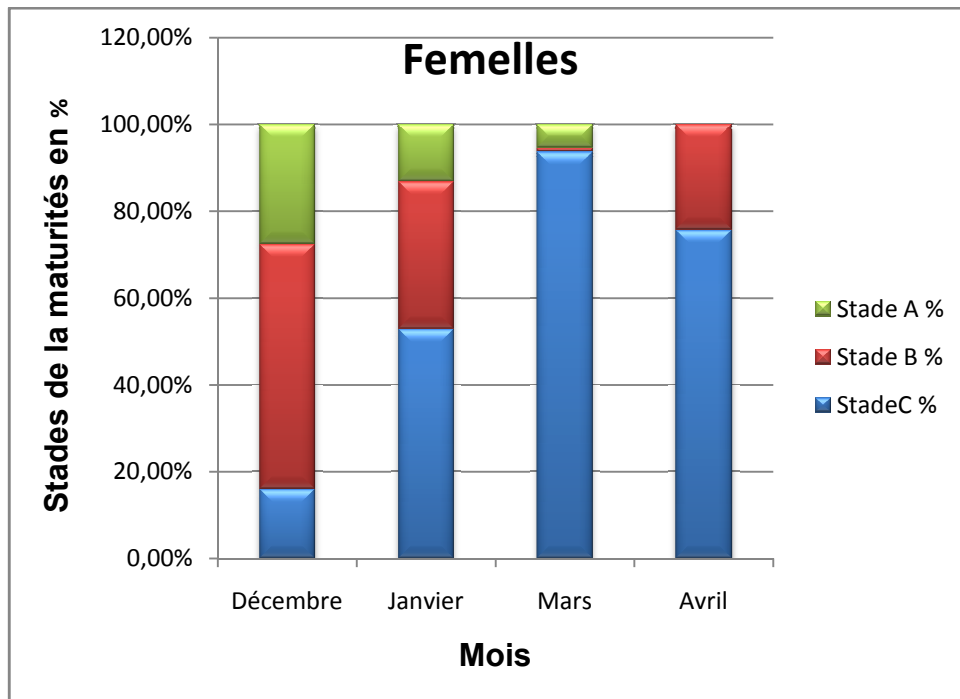


Figure 27: Cycle sexuel des femelles de la moule *Perna perna*

Tableau 7 : Répartition mensuelles des effectifs et pourcentages des différents stades de maturité des femelles de *P. perna*.

Femelles							
Mois	Stade A		Stade B		Stade C		Total
	Effectif	%	Effectif	%	Effectif	%	
Décembre	26	32,91%	40	50,63%	13	16,46%	79
Janvier	21	13,46%	39	25,00%	96	61,54%	156
Mars	5	4,76%	5	4,76%	95	90,48%	105
Avril	0	0,00%	7	11,11%	56	88,89%	63

III. 4.1.2. Taille à la première maturité sexuelle :

Les résultats obtenus par la méthode biologique pour les pourcentages des stades de maturités macroscopique (A, B, C) en fonction de la taille sont représentés sur la **figure 28** et reportés dans le tableau (9) (Annexe I).

Le début de la maturité (stade B) des individus commence à partir de 15 mm avec un pourcentage de 33,33%, suivi par l'apparition de stade C à partir de 17mm avec un pourcentage de 20% qui atteint le 100% à partir de la taille de 63mm.

La taille de la première maturité sexuelle estimée par la méthode biologique est d'une valeur de 15mm. Par ailleurs, le plus petit individu mature de l'échantillonnage avait une taille de 14,2 mm.

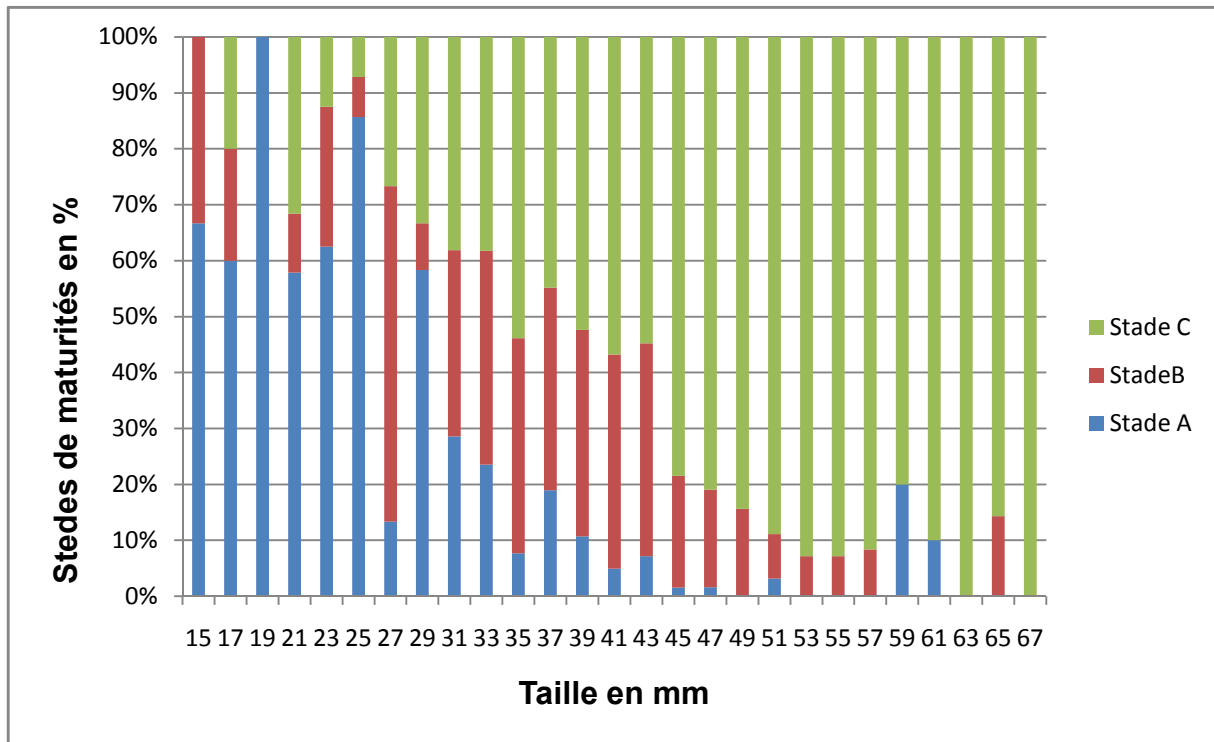


Figure 28: les pourcentages des stades de la maturités (A, B, C) en fonction de la taille.

III. 4.2. Aspect microscopique

Comme il est citez dans la partie I (bibliographie), les cellules germinales mâles se retrouvent à l'intérieur des tubules spermatiques où se déroule la spermatogénèse (**Fig. 29**), caractérisée par six types des cellules : les cellules souches, les spermatogonies, les spermatocytes primaires, les spermatocytes secondaires, les spermatides, les spermatozoïdes (**Fig. 30**).

Les cellules germinales femelles se retrouvent aussi dans des tubules (**Fig. 32**) ; les cinq types des cellules sont observés. Les trois premières caractérisent une étape d'évolution cellulaire appelée la prévitellogenèse ; les deux dernières cellules sont présentent dans la dernière étape de la vitellogenèse. L'histologie classique révèle les caractéristiques de ces types cellulaires, qui se différent par leur taille, leur forme et leur inclusions cytoplasmiques (**Fig. 33 ; 34 ; 35**).

Pour le mois de mars les individus, qui étaient au stade (III B1) qui poursuivent chez la majorité des individus, passent à un stade plus avancé où la gonade présente des tubules vides, contenant un nombre très faible ou négligeable des spermatozoïdes ou ovocytes détachés.

Par ailleurs on observe nettement à la périphérie tubulaire quelques spermatogonie et spermatocytes I chez le mâle.

Par contre, des ovogonies et les ovocytes prévitellogéniques chez la femelle, et le tissu interstitiel de réserve n'a pas évolué pendant ce stade. L'état de la gonade pour cette période de l'année montre un stade de post-émission ou (III B2).

Au mois d'avril, tous les gamètes murs (ovocytes détachés ou spermatozoïdes) sont émis, chez les mâles, les spermatogonies et les spermatocytes I qui sont trouvés au stade (IIIB2) achèvent leur évolution au cours de cette période (**Fig.31 a**).

Même pour les femelles, les ovocytes prévitellogéniques en cours d'accroissement sont nombreux (**Fig 36. a**), même on assiste en fait à une reprise de la gamétogenèse, ce qui correspond à un stade de restauration (IIIC), qui peut conduire à un nouveau stade de maturité suivi d'un stade de ponte.

En effet, au mois d'avril les moules se trouvent en pleine maturité, puisque les gonades présentent des tubules de taille maximale contenant une forte proportion des gamètes murs prêts à être émis.

Pour les mâles, les tubules contiennent quelques spermatogonie et cellules souches, les spermatozoïdes disposés en travées rayonnantes (**Fig. 31 b**).

Pour les femelles les tubules présentent peu d'ovocytes pédonculés et d'ovocytes prévitellogénique (**Fig. 36 b**), et des ovocytes détachés à contour polygonal.

Le tissu de réserve a complètement disparu au cours de ce stade, les individus sont donc au stade (IIIA2) de pleine maturité. Après ce stade de maturation, les individus entrent dans le stade d'émission des gamètes (**Fig. 31 c et 36 c**).

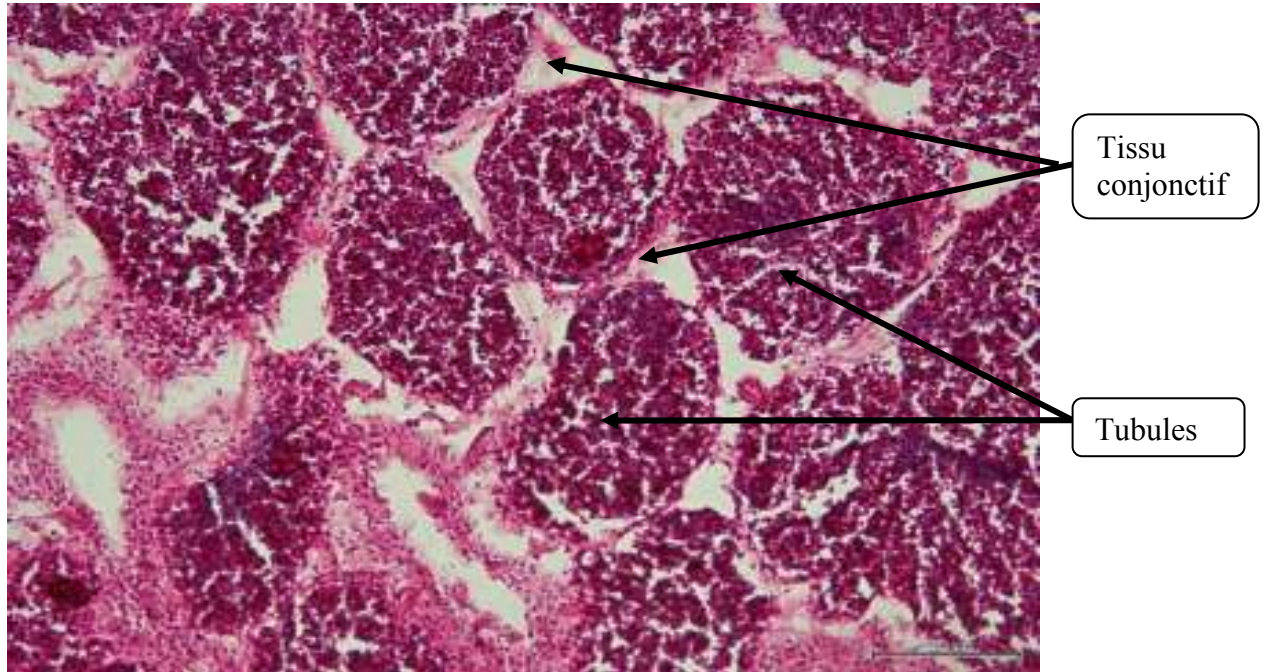


Figure 29 : Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade mâle de *P. perna* (Gr. $\times 100$)

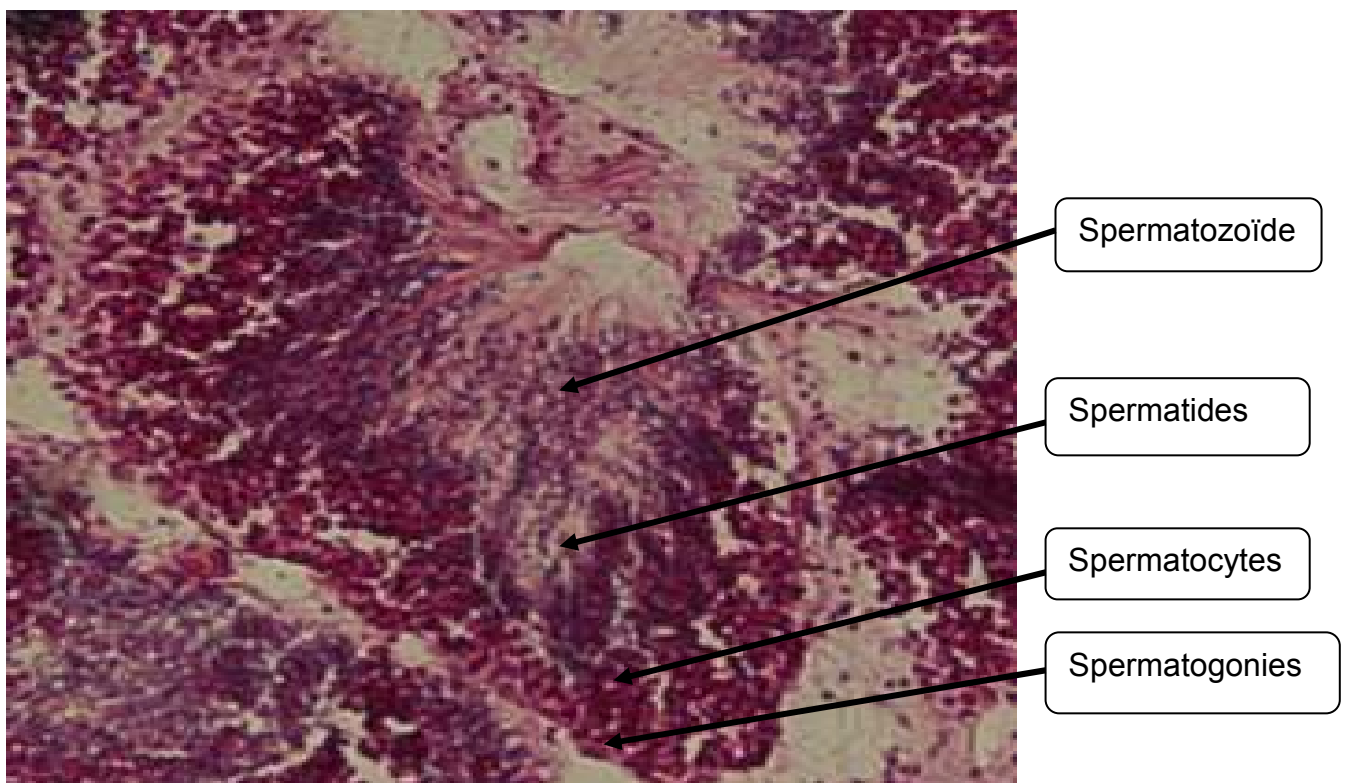


Figure 30 : Observation au microscope photonique des différents types cellulaires de la gonade mâles de *P. perna* (Gr. $\times 400$).

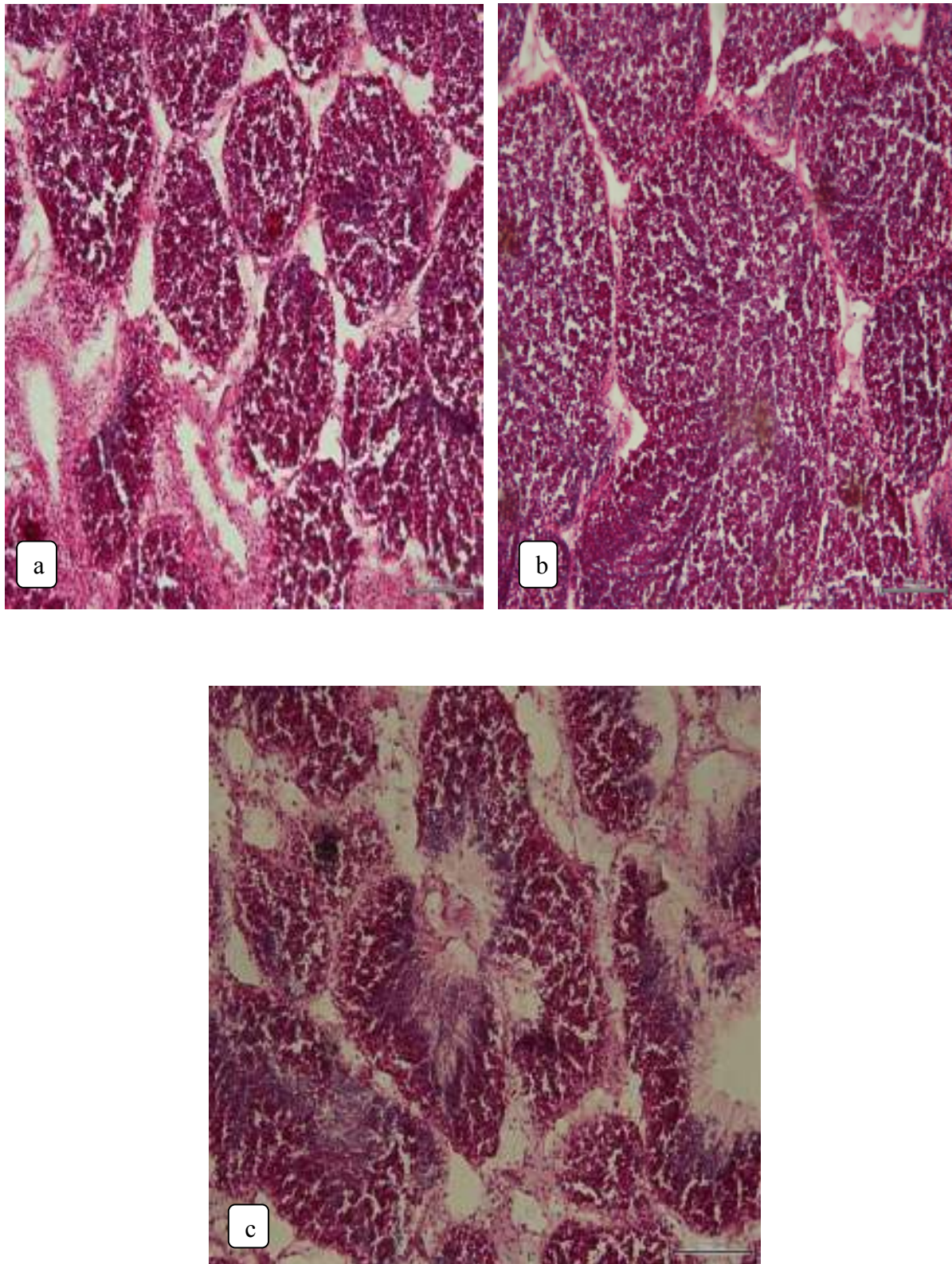


Figure 31 : Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade male chez la moule *P. perna* GR×400 (a : Stade II Gamétogenèse, b: Stade IIIA maturité sexuelle, c : Stade IIIB émission des gamètes) (colorées par l'hématoxyline de Harris et l'éosine).

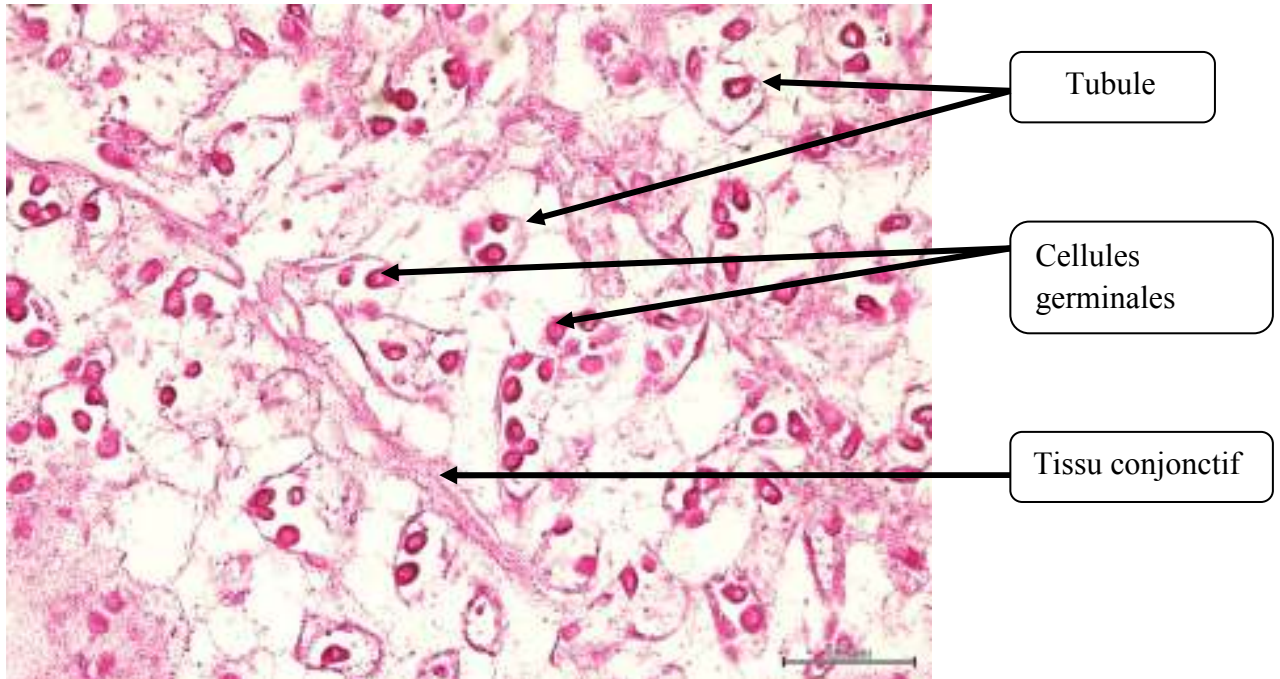


Figure 32 : Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade femelle de *P. perna* (GR × 400).

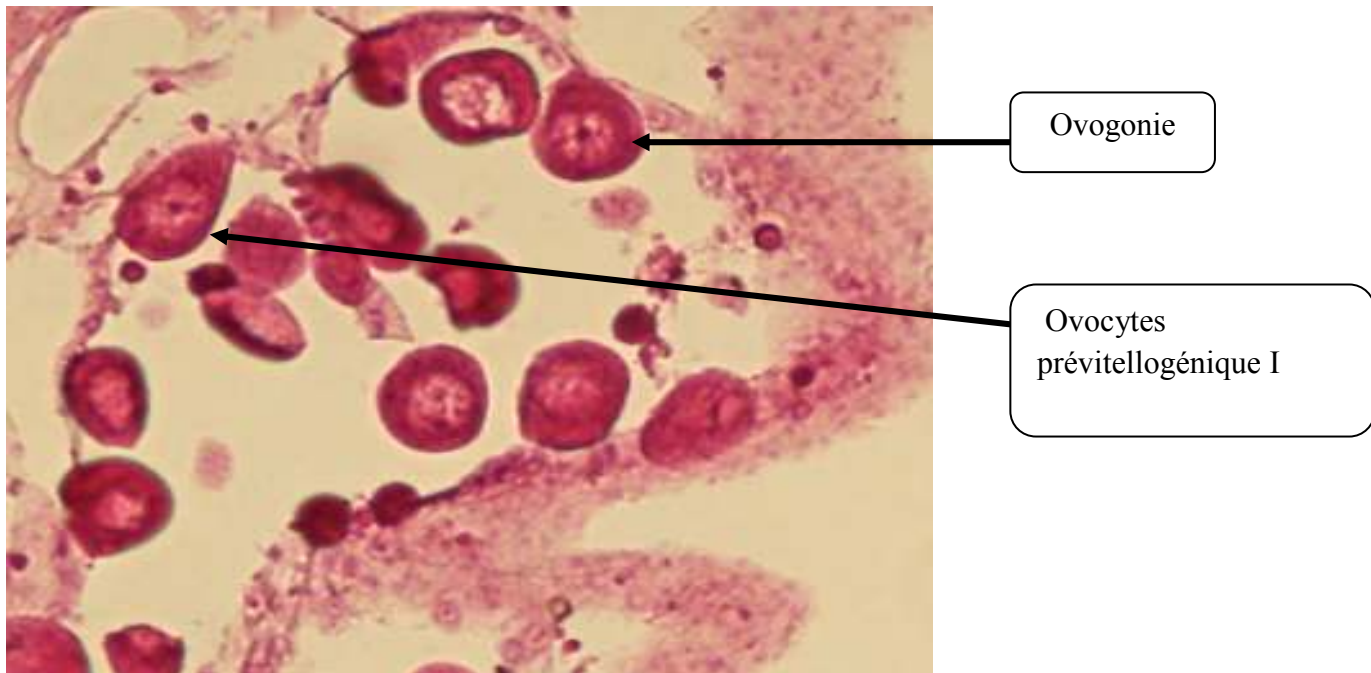


Figure 33: Observation au microscope photonique d'une ovogonie et un ovocyte prévitellogénique I (GR. × 400).

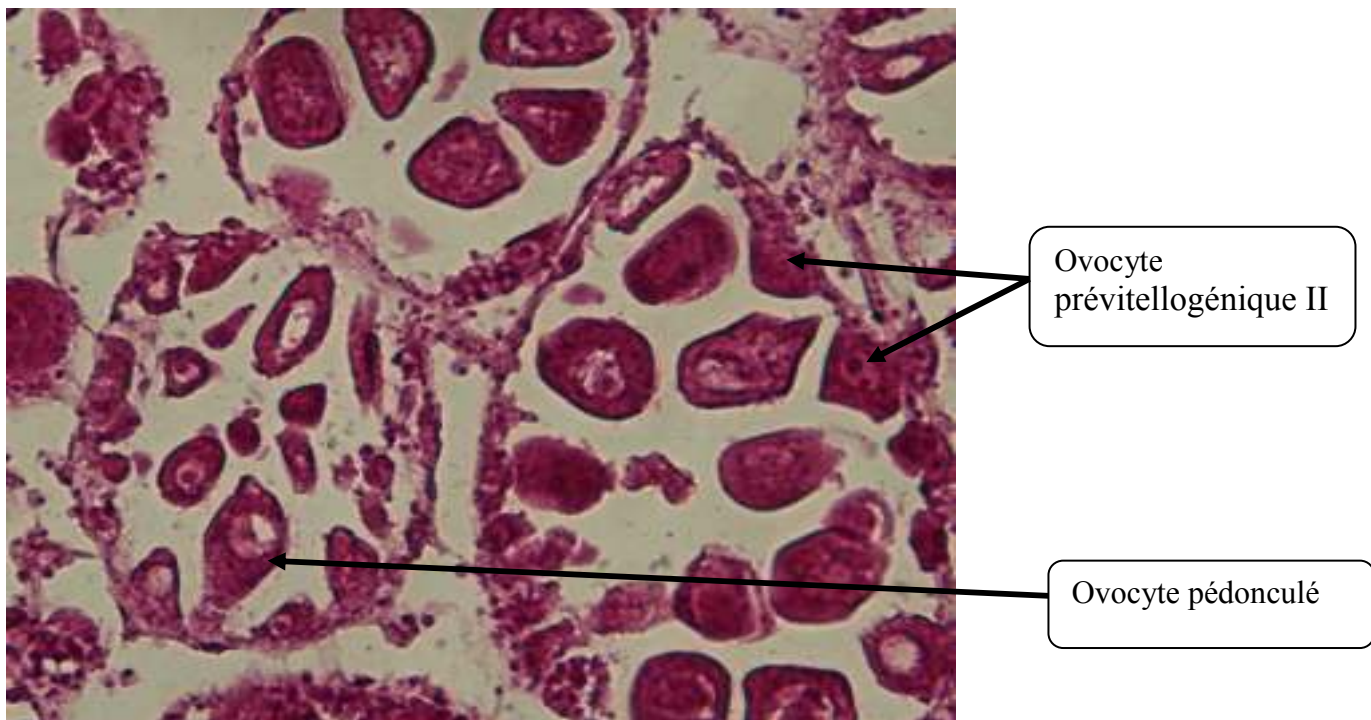


Figure 34: Observation au microscope photonique d'un ovocyte prévitellogénique II, un ovocyte pédonculé (GR. $\times 400$).

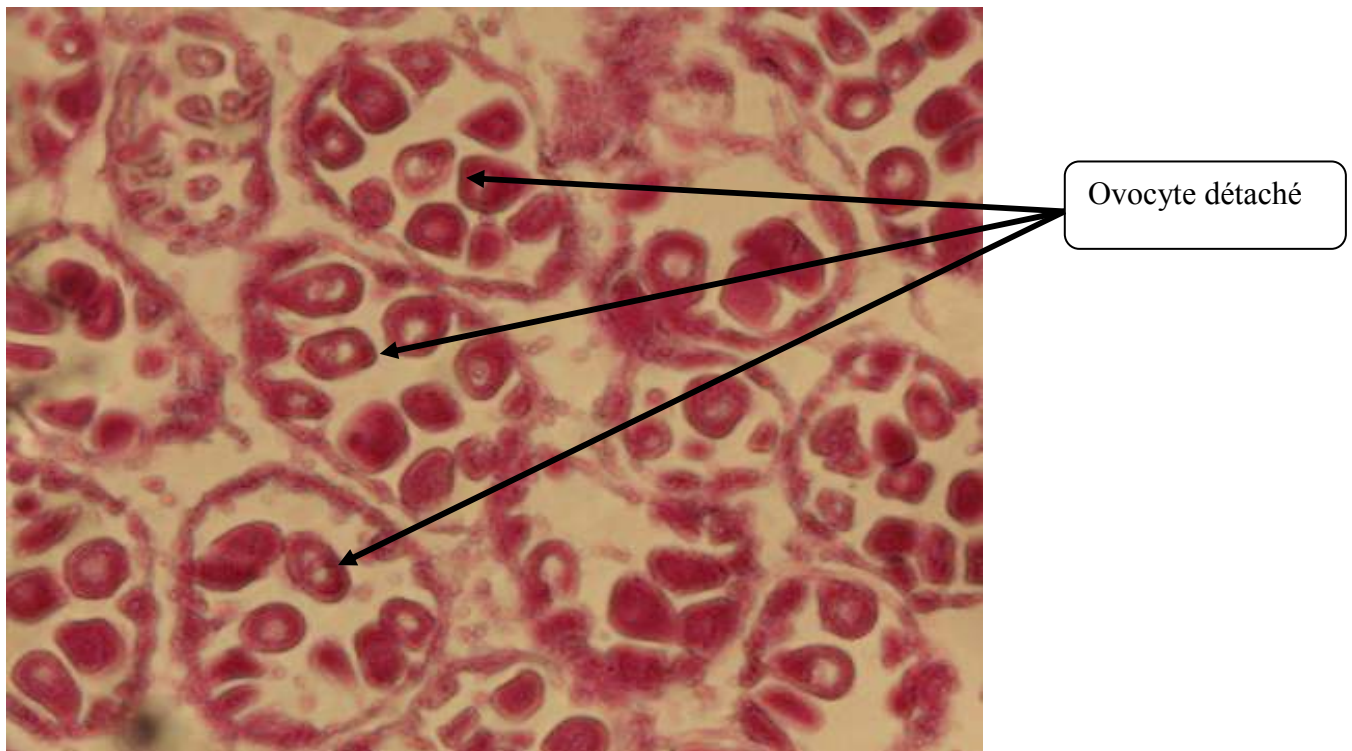


Figure 35: Observation au microscope photonique des ovocytes détachés libres (GR. $\times 100$).

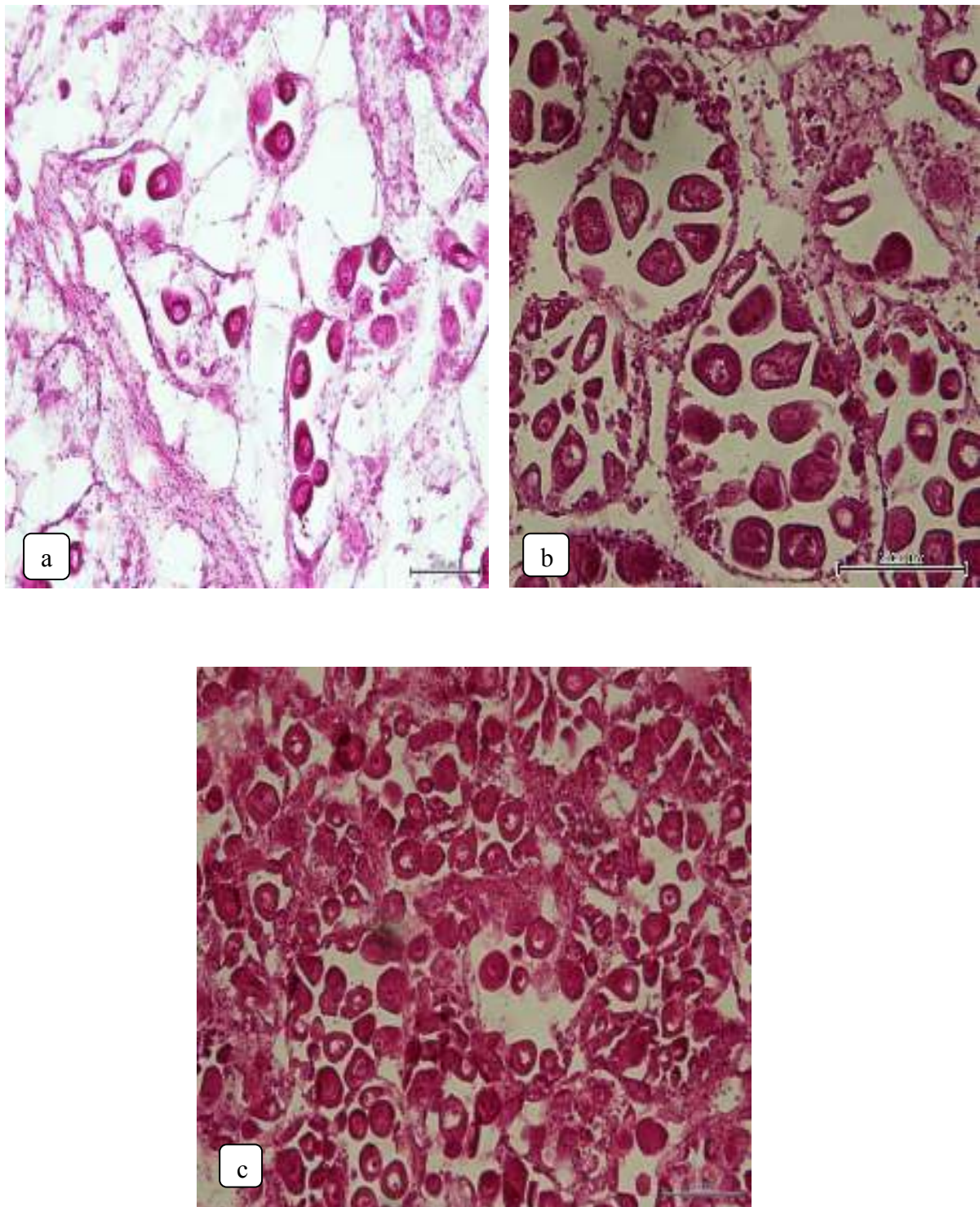


Figure 36 : Coupe histologiques montrant les différents stades du développement de la gonade femelle chez la moule *P. perna* GR×400 (a: Stade II Gamétogenèse, b : Stade IIIA maturité sexuelle, c : Stade IIIB émission des gamètes) (colorées par l'hématoxyline de Harris et l'éosine).

Discussion :

L'analyse des paramètres physicochimiques de l'eau revêt une importance majeure dans l'étude de la reproduction de la moule *P. perna* ; mais comme le signale (**Lubet 1959**), la température intervient directement sur le processus biologique du fait que les moules soient poïkilotherme. Selon (**Incze et al. 1980**), les variations de température sont insuffisantes pour expliquer à elles seules les pontes, mais elles agissent en tant que « déclencheur » sur des animaux déjà parvenus à un stade de maturité sexuelle ; de ce fait, les variations saisonnières de ce paramètre doivent être prise en compte (**Cossa et al, 1980 ; Amiard et al ,1986 ; Cain et Luoma, 1986 ; Longston et Spence, 1995**).

Le relevé mensuel de la température d'eau de site de prélèvement montrent l'existence de deux périodes bien distinctes : l'une froide allant de décembre à avril, avec un minimum de 16,7°C enregistré en janvier, et l'autre chaude, qui Nous n'avons pas l'étudié à travers nos recherches; Ces résultats sont légèrement inférieurs par rapport aux valeurs d'autres auteurs. (**Zerrouki, 2012**) a trouvé qu'en mois de février a mars 18 ,6°C, en suite est enregistrée une augmentation qui continue jusqu'au mois d'aout ou elle atteint une valeur de 25,4°C. (**Asso, 1982**) a trouvé une température qui varie entre 13°C et 23°C.

(**Renzonei, 1961**) trouve que la filtration est très bonne à 18°C. (**Lubet, 1973**) estime qu'entre 10 et 20°C la température semble avoir peu d'effet sur la filtration. Par contre, celle-ci serait stoppée au dessous de 8°C

Cet écart de température est le reflet du caractère méditerranéen de la région ou les contrastes entre saisons froide et chaude sont très sévères. Des résultats similaires sont rapportés dans le golfe d'Annaba par (**Chaoui, 1993 et Khati-Hadj Moussa, 2009**).

Selon (**Devauchelle, 2000**) Chaque espèce est en outre caractérisée par des températures seuils en dessous ou au-delà desquels la gamétogenèse ne peut se mettre en place, La notion de seuil thermique s'applique aussi à l'émission des gamètes. Cette notion est très utilisée pour déclencher les émissions de gamètes. Si les températures s'avèrent être très anormales pour la reproduction d'une espèce, ceci en cours de gamétogenèse, des atrésies cellulaires, ovocytaires et spermatiques sont observées. Dans ce cas, la compétence des gamètes à la fécondation ou à

l'amphimixie est annulée. Et les hautes températures des eaux de surface, en saisons chaudes, auraient pour effet d'inhiber l'activité sexuelle des moules.

En ce qui concerne la salinité, elle montre des fluctuations saisonnières. Les mesures réalisées font apparaître des salinités faibles en période automnale et printanière; (comprise entre 35,7 et 36,8 psu) ; ils sont légèrement élevées que celles retrouvées par les travaux de **(Zrrouki, 2012)**, ceci s'expliquerait par la forte dilution des eaux engendrée par les apports élevés en eau douce, ayant pour origine les fortes précipitations, combinée à la faible évaporation de l'eau. Les fortes salinités de l'eau sont, en revanche, enregistrées en période estivale et, du fait de l'action combinée des fortes températures engendrant de fortes évaporations et la baisse des précipitations à l'origine de la baisse des apports en eau douce.

(Abada –Boudjema, 1983) signale que dans la baie d'Alger un maximum de 37,5 psu elle l'attribue avec différents auteurs **(Bernard, 1956, Tellai, 1964, Lalami 1971)**, a la présence du courant algérien

Selon **(Samson-Kechacha, 1981)** la valeur minimale est 35,91psu pour la salinité et 15°C pour la température sont relevées en janvier- février. L'analyse statistique des données conforte ces observations et montre ainsi l'existence de corrélations positives entre la température et la salinité.

La température joue un rôle déterminant dans l'activité des Bivalves, mais aussi, nous le savons, sur la teneur en oxygène dissous de l'eau de mer. **(Devanchelle, 2000)**

La concentration en oxygène dissous est une variable d'état fondamental, qui intervient dans beaucoup de processus ; C'est également un bon indicateur de la santé d'un écosystème **(Bourlange, 2000)**.

La forte oxygénation du milieu, relevée en période froide, est due, vraisemblablement, aux basses températures et aux agitations mécaniques provoquées par les vents; Les températures sont, selon **(Autoine et Bowker, 1996)**, des facteurs dominants dans le contrôle de la concentration en oxygène dissous de l'eau. Selon **(Khattabi, 2002)**, la teneur en oxygène dissous serait la résultante d'un grand nombre de facteurs biotique et abiotique ; elle dépendrait de l'activité biologique du milieu, c'est à dire l'équilibre photosynthèse

respiration, des vents et de la température. Ces observations sont confortées par l'analyse statistique des données qui montre l'existence d'une corrélation négative entre l'oxygène dissous et la salinité.

Les résultats de l'évaluation de l'indice de condition des moules *Perna perna* montrent que cet indice est bien meilleur en période printanière; (**Selon Romeo et al, 2001**), l'indice de condition serait associé à la température de l'eau et correspondrait au taux de remplissage de la coquille par les tissus mous et informerait, de ce fait, sur l'état nutritionnel et physiologique de l'animal.

Les valeurs faibles de l'indice de condition en période automnale correspondrait à une phase de ponte; les observations histologiques ont permis de confirmer cela par l'existence d'une phase d'émission des gamètes suivie de la restauration des gonades (**Benchikh, 2009**). D'autres auteurs expliquent la baisse de cet indice soit suite à de mauvaises conditions trophiques soit suite à une ponte qui a engendré un amaigrissement (**Doange et al, 1989**) ; (**Paulet et al, 1992**) ; (**Barille, 1996**). Des résultats similaires ont été rapportés par Khaldoune (2009) pour la même espèce récoltée au niveau du littoral d'El Kala et par (**Benchikh, 2009**) dans le golfe d'Annaba.

L'observation de valeurs assez élevées de l'indice en période hivernale et printanier s'expliquerait par l'accumulation des réserves dans les gonades qui entrent en phase de maturité sexuelle et que l'étude histologique confirme.

L'évaluation de la sex – ratio globale révèle une égalité des mâles et des femelles ; (**Abada Boudjemra, 1983**) n'a pas traité les deux sexes séparément car la fonction discriminante basée sur les proportions de la coquille a montré que chez *Mytilus galloprovincialis* et *Perna perna* il n'ya pas de différence significative entre males et femelles. (**Zrdani, 1996**) qui a travaillé sur une autre espèce de bivalve a signalé qu'il n'existe pas de différence significative entre l'abondance des males et des femelles.

(**Messili,2004**) a observé que l'évolution du sex-ratio de la population de *Venus gallina* en fonction de temps indique un équilibre des la répartition des males et des femelles au cours du temps , sauf au mois de décembre ou le taux de féminité est inférieur a 50% .

Pour la sex-ratio en fonction de la taille, les résultats obtenus indiquent qu'il existe une différence significative entre les tailles moyennes des deux sexes, et permettent de constater que les jeunes individus sont essentiellement représentés par des mâles, et les grands individus sont des femelles.

En supposant, que on trouve souvent des restes des coquilles de la moule dans les décharges, résulte que cette espèce a été consommée par l'homme. L'espèce a toujours été consommée par l'homme dans toute l'étendue de son aire de répartition. La forte taille de l'espèce chez la femelle, la facilité avec laquelle elle est repérée, la beauté de sa coquille, en fait une cible privilégiée pour le touriste.

Les collectionneurs et les enfants représentent une source de prédation, et beaucoup de pêcheurs à la ligne utilisent l'espèce comme appât, pour cela il cible les gros individus probablement des femelles.

(Lubet, 1959), signale que chez les plus jeunes individus de *P. perna*, le pourcentage des mâles varie de 80 à 100%, ce pourcentage diminue en fonction de la taille ; et l'égalité numérique des deux sexes est atteinte pour des tailles allant de 34 et 38 mm et de 44 et 52 mm. Au-delà de 45 mm, plus de 50% d'individus sont des femelles.

(Lucas, 1980), constate que le fort pourcentage des mâles n'est observé que chez les jeunes individus. Selon (Lefort, 1992), chez la plupart des espèces de *P. perna* les jeunes individus sont généralement des mâles et les vieux sont des femelles, cet auteur constate que la taille moyenne des femelles est significativement plus grande que celle des mâles.

Les différentes observations relevées par ces auteurs confortent les résultats obtenus lors de cette étude, et des résultats similaires ont été observés chez l'espèce de bivalves *C. varia* étudié par (Brahimi, 2011).

D'une manière générale et pour les deux sexes, le développement du stade A devant la régression du stade C est expliquée par un repos sexuel. La diminution du pourcentage des individus de stade A, de décembre à avril est probablement liée à une intense activité reproductrice ; qui restaure la gonade au fur et à mesure que la ponte s'effectue.

Cette capacité de restauration est mise en évidence par l'observation des individus au stade B pendant la période de ponte. L'activité de reproduction observée chez *P. perna* permet de

déterminer deux périodes de ponte, l'une au printemps et l'autre en automne. Cette émission de gamètes coïncide avec la chute de l'indice de condition et la restauration des gonades.

Au Congo, (**Cayre, 1978**) signale, pour *P. perna*, l'existence de deux périodes de ponte tout en précisant que la plus importante, se situe pendant la grande saison froide de juin à octobre et que la plus fugitive a lieu en décembre ; Cet auteur signale, par ailleurs, que les variations de salinité associées à des variations de température jouent un rôle de stimulus dans l'émission des produits génitaux. Selon (**Tortel, 1978**) *P. viridis* des Philippines présente deux périodes d'émission de gamètes, l'une intense en mars et avril et une seconde moins importante, en septembre.

Au Brésil (**Lunetta, 1969**) a mis aussi en évidence deux périodes de ponte, pour *P. perna*, l'une en Avril-mai et juillet et l'autre en septembre (**tableau.8, Annexe I**).

Dans la moulière de Bordj el Kiffan, (**Abada-Boudjema, 1983**), signale l'existence d'une seule période de sédentarisation (en juin 1979) qu'il rapporte à une ponte printanière.

Selon (**Zaouali, 1973**), la reproduction de *P. perna* en mer se fait tout au long de l'année avec un maximum au début de l'automne et un minimum en été ; ce même auteur rapporte qu'en Tunisie *P. perna* ne peut se reproduire dans les eaux dont la salinité est plus faible que celle de l'eau de mer. Au Maroc, (**Shafee, 1989**) montre que chez la moule *P. picta* (*P. perna*) le stade de la maturité sexuelle est observé de janvier à février et le stade de l'émission des gamètes et la reconstruction des gonades de Février à mai. Cependant, (**Adhalla et al, 1997**) rapportent que le cycle de reproduction des deux espèces *Perna perna* et *Mytilus galloprovincialis* est étendu sur toute l'année avec trois périodes de ponte ou de spermiation: deux facultatives (hivernale et estivale) et une principale (printanière).

Le suivi histologique des stades de maturité, selon l'échelle de Lubet 1959, chez *P. perna* permet de déterminer deux périodes d'émission des gamètes qui situe entre janvier et mi-avril tandis que le deuxième est lieu de mai à juillet. Entre ces périodes d'émission la population est caractérisé par soit par une pleine maturité, soit par une restauration avant d'entamer un stade de dernière vidange au mois de juin et juillet. (**Atmani et Bougdir, 2001**) trouve les mêmes résultats pour même espèce en milieu naturel.

Aussi. *P. perna* est plus tolérante vis à vis la température puisqu'elle continue d'émettre ces produits sexuel lorsque la température est augment de mois de mai verre le mois de juin, et ne depèce pad 25°C (Cayre, 1978).

Selon (Abada-Boudjema, 1981 et Bokroufa, 1987), *P. perna*, quant a elle, présente une continuité de son cycle sexuel ; le repos sexuel étant rarement signalé car les hautes températures entrainant ce repos ne sont atteintes que très rarement.

D'âpre nous résultats on remarque que les périodes d'émission des gamètes qui sont lui de janvier a avril et de fin mais a juillet sont en décalage par rapport aux travaux précédant, notamment ceux de (Abada-Boudjema, 1981 et Boukroufa, 1987), ces auteurs constatant que cette même espèce présente deux période d'émissions : la première en avril et la deuxième en aout.

Il semble donc que le cycle sexuel des bivalves soit conditionné par les facteurs climatiques, en particulier la température. Cette dernière aurait une influence sur la physiologie de la reproduction (Haouchine, 1995). En effet une élévation brutale de la température constitue un stress thermique pouvant déclencher l'émission de gamètes murs.

Conclusion et perspectives

Dans le présent travail, l'étude de la reproduction de la moule *perna perna* repose sur deux grands sexes : la sex-ratio et la maturité sexuelle. Ces études ont été mises en évidence au niveau du site de figuier à Boumerdès.

L'étude de sex-ratio montre que la distribution des males et des femelles est équilibrée dans la population de *perna perna*. Ainsi que la taille des individus est différent entre les males et les femelles dans la même population, la dominance des males est nettement observée dans les gammes de petites tailles, contrairement aux femelles qui sont bien représentés dans la gamme de grande taille. Dans les tailles moyennes, les pourcentages de la répartition des deux sexes sont équilibrés.

Les résultats obtenus après l'étude de la reproduction de la moule *Perna perna*, nous ont permis d'étudier et de déterminer leur cycle sexuel, et la caractérisation des stades de maturité, a abouti à l'établissement de ce dernier. La moule *P. perna* présente un cycle sexuel étalé sur toute l'année avec deux périodes de ponte, l'une au printemps et l'autre en automne et l'émission de gamètes coïncide avec la chute de l'indice de condition et la restauration des gonades. Et aussi avec la chute de l'indice de condition est bien meilleur en période printanière, et chute en période automnale lors de la phase de ponte des moules.

La reproduction des moules semblent sous la dépendance de certains facteurs du milieu, en particulier la température. Aussi bien la gamétogenèse est favorisée à certaines températures (Température optimales).

En fin, cette études montre que le cycle sexuel des moules évolue d'une année à l'autre. Ce qui serait du en grande partie aux variations annuelles des conditions du milieu et qui influent sur la stratégie de la reproduction

En perspectives, il serait judicieux :

- D'augmenter l'échantillon mensuel de l'animal standard et de mesurer l'ensemble des paramètres linéaires et pondéraux des spécimens ;
- D'étudier la dynamique des populations de moules de différentes moulières naturelles et déterminer les périodes de recrutement des larves ;
- De déterminer la composition biochimique de la chair afin de pouvoir mieux interpréter les variations pouvant être engendrées par divers contaminants présents dans le milieu ;
- De déterminer l'impact de polluants sur la croissance et le cycle sexuel des moules.

Référence bibliographique

A

Abada-Boudjema Y-M., 1996. Cinétique, croissance, production et composition biochimique de deux bivalves mytilidés, *Perna perna* (L.) et *Mytilus galloprovincialis* (Lmk) du littoral algérois. Thèse Doctorat. Muséum National Hist. nat. Paris, Fr. : i-iv + 1-243.

Ameur Z. et Amara M., 2011. Contribution à la maîtrise de l'élevage larvaire du mollusque bivalve *Mytilus galloprovincialis* (Lamack, 1819), Mémoire d'ingénieur en sciences de la mer, ENSSMAL, Alger. P: 10-11.

Antoine Y. et Bowker D., 1996. Hydrological and environmental characteristics of the River Taff, South Wales, U.K. *limnologica*, 26. P: 217-233.

Atami F. et Bougrid D., 2001. Reproduction et Croissance de deux espèces de moules : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck 1819) et *Perna perna* (Linne 1758) en milieu naturel. Mémoire d'ingénieur d'état en Océanologie, U.S.T.H.B., Alger. P : 12.

ASSO A., 1982. Contribution à l'étude des polluants métalliques chez la moule (L) dans la région d'Alger. Thèse de 3ème Cycle, Université de Marseille, Aix Marseille I. P: 138.

B

Bachelot M., 2010. Contamination de moules (*Mytilus sp.*) En milieu Marin par des substances pharmaceutiques et Produits de soin, Thèse de doctorat, université Montpellier 1, Unité de Formation et de Recherche des Sciences Pharmaceutiques et Biologiques, P : 61.

Barillé A.L., 1996. Contribution à l'étude des potentialités conchyliques de Prthuis Breton. Thèse de doctorat. Université d'Aix-Marseille II.

Benali I., 2007. Utilisation de l'activité de l'acétylcholinestérase chez *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819), transplantée en baie d'Oran : Bio marqueurs d'exposition à la

contamination marine côtière. Mémoire de Magister, Sciences de l'Environnement, Université d'Oran Es-Senia. P: 39-40.

Beninger P-A., et Lucas A., 1984. Seasonal variation in condition reproductive activity and gross biochemical composition of two species of adult clam reared in a common habitat: *Tapes decussatus* L. (Jeffreys) and *Tapes philippinarum* (Adams et Reeve). J. Exp. Mar. Biol. Ecol., (79). P: 19-37.

Benchikh N., 2009. Etude de la croissance et du cycle de reproduction de la moule *Perna perna* dans le golfe d'Annaba et le littoral d'El Kala. L'Université Badji-Mokhtar, Annaba faculté des sciences département des sciences de la mer.

Bourlange S., 2000. Modélisation hydraulique et écologique d'une rivière amont : Le Grand Morin. DEA hydrogéologie, Géostatistique et Géochimie .Université Paris -Sud, Ecole des Mines de Paris et Ecole Nationale du Génie Rural des Eaux et des Forêts. p : 48.

Bodoy A., et Massé H., 1979. Quelques paramètres permettant de suivre la production organique d'un Mollusque Bivalve au cours d'un cycle saisonnier. Publ. Sci. Tech. CNEXO, Actes Coll. 7. P: 17 – 23.

Boukroufa F., 1987. Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* (L) sur la côte Algéroise : histologie-cytologie. Thèse de Magister : U.S.T.H.B, Alger, 116p.

Brahimi S., 2011. Biologie, écologie d'un Mollusque Bivalve Pectinidés *Chlamys varia* (Linnaeus, 1758) de la région d'Alger. Mémoire de magister en Ecologie et Environnement Marin, USTHB, Alger. P: 23.

Bucke D., 1972. Some histological technique applicable to fish tissues. In: Diseases of fish, proceeding of symposium. (L.E. MAWDESLEY – THOMAS, ed). Acad. Press and Zool. Soc, New York and London. P: 135.

C

Cayer P., 1976. Etude de la moule *Perna Perna* et de l' Huitre *Grvphea gasar*, Etude des possibilités de conchyliculture en République populaire du congo. Océanographe biologiste au Centre Orstom de Pointe-Noire (R.P. Congo), Doamat N°45.

Cayre P., 1978. Etude de la moule *Perna perna* (L) et des possibilités de mytiliculture en République populaire du Congo. Cahiers ORSTOM série océanographique, 16 (1).

Cain D.J. et Luoma S.N., 1986. Effect of seasonnaly changing tissue weight on tracemetal Cocentration in the bivalve *Macoma bathica* in San Ferrancisco bay Mar. Ecol.

Chipperfield P.N.J., 1953. Observations on the breeding and settlement of *Mytilus edulis* in the british waters. *J. Mar. Biol. Ass.U.K.* Vol 32, pp. 449-476.

Chaoui L., 1993. Etude de la reproduction de *Perna perna* (L) (Mytilidae) dans le golf de Annaba ; aspects écologique, histologique et biochimique. Thèse de Magistère. Université Annaba.

Cossa D., Bourget E., Pizzue J., Chanut J.P., 1980. Geographical and seasonal variation in the relationship between trace metal content and body weight in *Mytilus edulis*. *Mar Biol.*, 58:7-14

D

Deconinck W., 1971. Moule nature, (dossier pédagogiques), Ed. resp. D. cahen – rue vautier 29 - 1000 bruxelles. p : 15.

Devauchelle N., 2000. Institut François de Recherche pour l'Exploitation de la Mer – Laboratoire de Physiologie des Invertébrés BP 70 • 29280 - PLOUZANE • Email : Nicole Devouchelle@ifremer.fr. P : 39.

Dorange G., Paulet Y.M., Le Pnnec M., et Cochard J.C., 1989. Critères histologique de la qualité des ovocytes émis par *Pecten maximus*. *C.R. Acad. Sci. Paris* 309 série 3 :113-a

Drif F., 2012. Distribution des métaux traces chez les bivalves (Mollusques) dans le golfe d'Annaba (Nord-est Algérien), Thèse de Doctorat, Université de Hadji Mokhtar, Annaba. P : 12.

F

FAO, 2011. Vue générale du secteur aquacole national Algérie, Département des pêches et de l'aquaculture, 2011.

FAO, 2013. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture, Département des pêches et de l'aquaculture. Les bivalves de la Pointe du Grouin du Cou et des plages tranchassent. Embranchement des Mollusques, Classe des bivalves.

Fabioux C., 2005. Origine et développement des cellules germinales chez l'huître *Crassostrea gigas* : intérêt pour le contrôle de la reproduction en éclosion. Thèse de doctorat en Océanologie Biologique, Université de Bretagne Occidentale. P : 71

Fontana A., Le Guen J.C., 1969. Etude de la maturité sexuelle et de la fécondité de *Pseudolithus (Fonticulus) elongatus*. Cah. ORSTOM. Ser. Oceanogr., 7(3), pp. 9-19.

G

Guellal A., 2011. Effet du jeune sur la gonade femelle chez la moule *Perna perna*. Aspect histologique et biochimique. Mémoire de master Océanologie, U.S.T.H.B., Alger. P : 3-4.

H

Haouchine M., 1995. Ecologie et biologie de la reproduction de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamark, 1819) au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre : Lac El Mellah. Thèse de Magister en Océanographie. U.S.T.H.B., Alger : 66p.

Headden G. F., and Williams E., 1968. A comparison of embedding waxes. J.Med. Lab. Technol., 25:250 – 262.

His E. et Cantin C., 1992. Direction de l'environnement et de l'aménagement littoral, Biologie et physiologie Des coquillages R. Int. Del / 95. 06/ arcachon. P: 6

I

Incze M. L. S., Lutz R. A., Waltingm L., 1980. Relationship between effects of environmental temperature and seston opn growth and lortality of *Mytillus edulis* in qte; prqte northern estqry. Mar. Biol: 58 147-156.

I. C. M. S. F., 2000. International Commission on Microbiological specifications for food, 2000.

K

Kartas K., et Quignard J.P., 1984. La fécondité des poissons téléostéens. Masson éd : 174p.

Kaddour A., 2006. Mise en évidence du stress environnemental et effet génotoxique chez la moule, *Mytilus galloprovincialis* de la côte occidentale algérienne par l'évaluation de la stabilité de la membrane lysosomale et la détermination de la fréquence des micronoyaux. Thèse de magister en Biologie et Pollution Marines, Université d'Oran Es-Senia.

Kattabi H., 2002. Intérêts de l'étude des paramètres hydro biologiques pour la compréhension du fonctionnement de la station de traitement des lixiviats de la d'échange d'ordure ménagère d'Etueffont (Belfort, France).Thèse de Doctorat 3em Cycle. Université d'Artois .France, p : 167.

Khati Hadj Moussa W., 2009. Etude de la qualité des eaux du golfe d'Annaba par l'utilisation d'un mollusque sentinelle, la moule *Perna perna*: essai in vivo et in situ. Application a la bio surveillance de l'environnement marin. Thèse de doctorat. Univ. Annaba. Laboratoire écosystème marins et littoraux.

Koriche I., et Hebbache H., 2013. Reproduction et croissance du mollusque bivalve *Mytilus galloprovincialis* (Lmk, 1819) en élevage en mer ouverte, dans la ferme conchylicole d'Ain

Chorb (Wilaya d'Alger), mémoire de master en Protection et Gestion de l'Environnement Marin. U.S.T.H.B., Alger. P : 10.

L

Laubiet A., 1987. Biologie de la reproduction et l'élevage des Crevettes *Penneides oceanis*. (2) :217-232.

Lbadaoui K., 2012. Evaluation et perspectives de valorisation des Ressources génétiques des eaux continentales et Littorales du maroc - les modèles : truite *fario* (*Salmo Trutta macrostigma*) et moule africaine *Perna perna*, Université Mohammed v- AGDAL faculté des sciences Rabat. P : 34, 35, 36

Lalami-Taleb R., 1970. Etude des facteurs physico-chimiques et météorologiques au large de la baie d'Alger. Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Du nord, 61(3-4), p. 121-154.

Lefort Y., Clavier J., 1992. Etude des populations de Bivalves *Pectinidés* de lagon Sud-Ouest de Nouvelle-Calédonie. Canv : Sei. Mer: Biol. Mar, Nouméa 7. 84.

Loosanoff V.L., 1937. Development of the primary gonad and sexual phases in *Venus mercenaria* Linnaeus. Biol. Bull., 72, pp. 389-405.

Longston w. J., Spence S. k., 1995. Biological factors involved in metal concentrations observed in aquatic organisms. Eviron. Sci. Tech 26:407-467.

Linnaeus, 1758. Gulf States Marine Fisheries C ommission. Retrieved on 2007-12-15.

Lucas A., et Shafee M.S., 1980. Quantitative studies on the reproduction of black scallop *Chlamys varia* (L.) from Lanveaoc area (Bay of Brest). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. Vol 42, pp. 171-186.

Lucas A., 1965. Recherche sur la sexualité des Mollusques Bivalves. Thèse Doctorat en Science de la Nature, Univ. Rennes.

Lunetta J. E., 1969. Reproduction physiology of the mussel *Mytilus perna* (Mollusca lamellibrachia). Zool : Biol. Mar. Sci Paul. 0,26 : 33 – 111.

Lubet P., 1973. Expose synoptique des données biologiques Sur la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck 1819) (atlantique et méditerrané, Synopsis FAO sur les pêches, N° 88.

Lubet P., 1959. Recherches sur le cycle sexuel et l'émission des gamètes chez les Mytilidés et les Pectinidés (Mollusques Bivalves). Rev. Trav. Inst. Pêches. Mart, vol 4, n° 23, pp. 394-548.

M

Martoja M., 1995. Mollusques, chapitre I : Organisation et classification, collection «synthèses », Edition Collection Propos, Institut océanographique. Paris. P : 9-11.

Martoja R., Martoja M.P., 1967. Initiation aux techniques de l'histologie animale. Ed. Masson: 345 p.

Maurice H., Devauchelle N., Gouletquer P. Anne-genevieve M., Dardignac M. J., et Paulet Y. M., 1995. La reproduction des mollusques Bivalves d'aquaculture marine, IFREMER/GAP/URAPC, B.P. 133 La Tremblade.

Messili A., 2004. Contribution à l'étude de la biologie et écologie de *Venus gallina* (L.) en baie d'Alger. Thèse de Magister : Océanographie. U.S.T.H.B, Alger.

Muyle, 2012. Dissection de la moule (dossier pédagogiques).

P

Pallary P., 1921. Histoire de la moule d'Afrique. Bull. Soc. Hist. Nat de l'Afrique du Nord (5) : 105-115.

Paulet Y. M., 1995. la reproduction des mollusques Bivalves d'aquaculture marine, Ifremer, Centre de Brest, Direction des Ressources Vivantes, Laboratoire Physiologie des Mollusques.

Paulet Y.M., Dorange Cochard, J.C., et Pennec, 1992. Reproduction et recrutement chez *Pecten maximus* L. Ann. Inst. Oceanogr .Paris. 68(1-2)

Pellerin-Massicote J., Vincent Y., et Pelletier E., 1989. Evaluation de la qualité d'estuaire du saint - laurent. Etudes spatiales. Rapport remis au ministère de l'environnement de Québec, 130 pp.

Pellerin - Massicote J., 1994. Oxidative processes as indicators of chemical stress in marine bivalves Aquat. Ecosyst. Health 3m101-111.

Poutiers J.M., 1987. Bivalves (Acephales, Lamellibranches, Pelecypodes), Laboratoire de Biologie des Invertébrés marins et Malacologie Muséum national d'Histoire naturelle Paris, France. P: 371.

R

Renzone A., 1961. Notes sur l'écologie de la moule (*Mytilus galloprovincialis* Lmk) dans le lac Fusaro (Naples). Comm. int Explor, sc. Mer Medit ...Rapp et PY...Hi (3).

Remeo M., Bennani Gnassia-Barelli., Lafaurie M. et Giard J. P., 2000. Cadmium and copper display different responses towards oxidative stress in the kidney of the sea bass *Dicentrarchus labrax*. Aquat Toxicol.48 (2-3):185-194

S

Samson-Kechacha F.I., 1981. Variation saisonnières des matières nutritive de la baie d'Alger Recherche des facteurs contrôlant le développement du phytoplancton. These 3^e cycle USTHB.

Saucedol E. et Gómez-Robles E., 2009. L'Huître perlière, La gamétogénèse se produit-elle naturellement dans le manteau de l'huître perlière – Bulletin de la CPS numéro 18 – Mars.

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), Mar Bermejo 195, Col. Playa Palo de Santa Rita, La Paz BCS, 23090, Mexique. P : 15.

Schwartz D., 1983. Méthodes statistiques à l'usage des médecins et biologistes. Ed. Flammarion Médecine Science.

Shafee M.S., 1989. Applications of some growth models to the black scallops *Chlamys Varia* (L) from Lanveoc, Bay of Best. J.expl mar. Biol. Ecol., 43 :237 – 250.

T

Tellai S., 1964. Répartition géographique et saisonnière du microplancton de la baie d'Alger, Pélagos, II (1) : 2-50

Tortell P., Orano C. E., and Tabbu M., 1978. Studies on the reproductive cycle of *Modiolus philippinarum* (Bivalvia :Mytilidae). KALIKASAN, philip. J. Biol. 9(2-3) :121 – 136(1980). World Fish. 27 :50.In. Chad W. and De La Cruz., 1980

Z

Zaouali J., 1973. Note sur la présence de *Perna perna* (L), *Mytilus africanus* (Chemnitz) dans la région de Bizerte (Tunisie). Etude comparative du peuplement. Bulletin de l'Institut National Scientifique et Technique d'Océanographie et de Pêche, Salamboo, 2 (4) : 637 – 642.

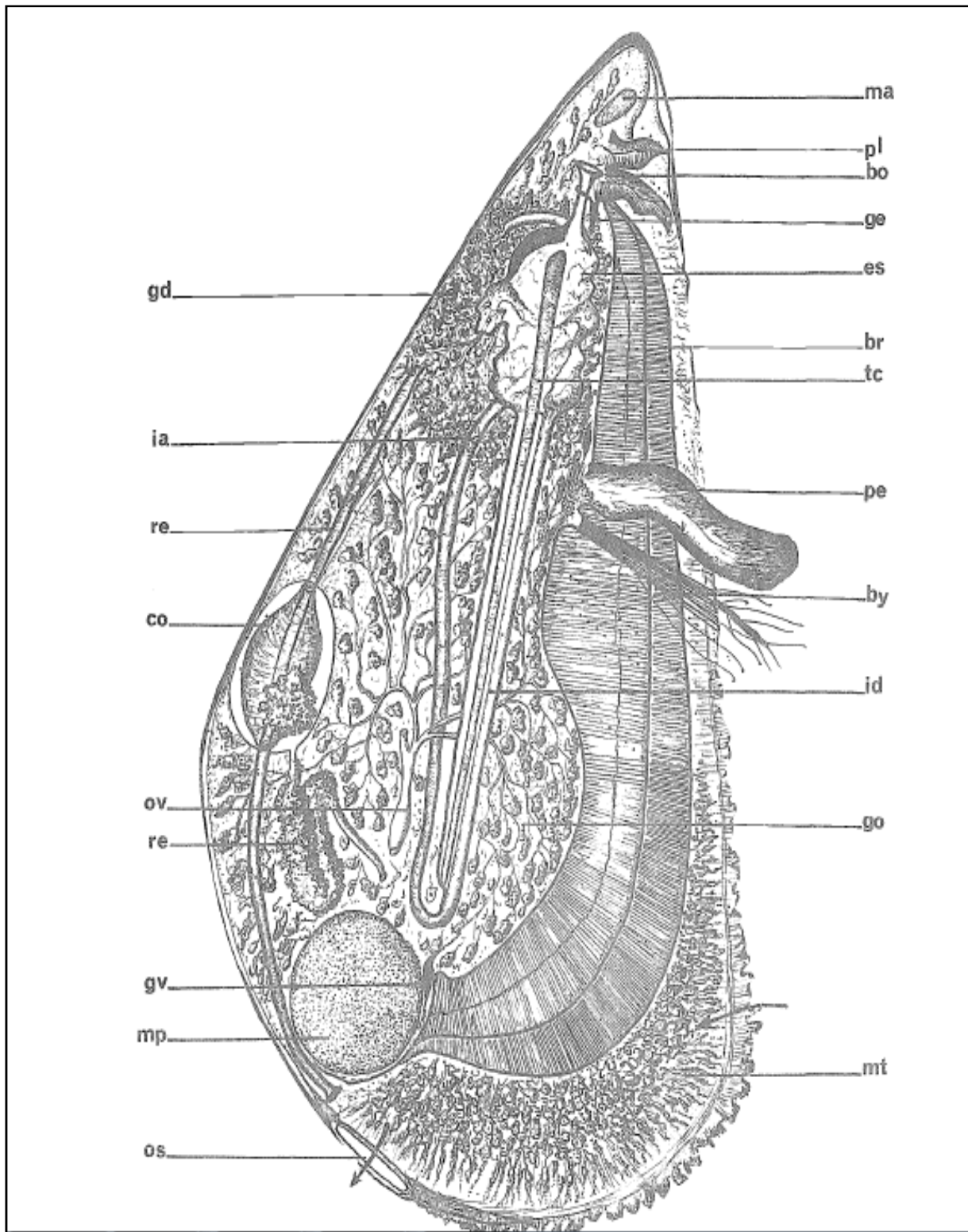
Zerdani I., 1993. Contribution à l'étude de la biologie, de la dynamique et de la biochimie de *Ruditapes decussatus* (Chiamenti, 1900) dans la région d'Alger-Plage. Thèse de Magister, ISN/ USTHB, Alger: 200 p.

Zerrouki R., 2012. Etude des paramètres des conditions du milieu et de la croissance de *Mytilus galloprovincialis*, (Lmk, 1819) en élevage extensif a la ferme « Orca Marine » d'Ain Chorb (ex Surcouf) Wilaya d'Alger. Thèse de magister ENSSMAL, Alger, p :47

Zeghdoudi E., 2006. Modélisation bioéconomique des pêcheries méditerranéennes- Application aux petits pélagiques de la baie de Bouismail (Algérie). *Tesis* presentada y

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

defendida publicamente para la obtencion del titulo de *master of science* en economia y gestion de la actividad persouera. Barcelona. Pp. 71.



Anatomie de la moule (*Mytilus galloprovincialis*) (FAO, 1973)

Br : branchie ; by : byssus ; co : péricarde et cœur ; es : estomac ; go : g. cérébroïdes, gd : glande digestive ; go : gonade ; gv : g. viscéraux ; ia : intestin postérieur ascendant ; id : intestin antérieur descendant ; ma : muscle adducteur antérieur ; mp : muscle adducteur postérieur ; ov : oviducte ou spermiducte ; pe : pédieux ; pl : palpes labiaux ; re : rectum ; tc : tige cristallin

Matériel non biologique

Les verreries

Pince métallique 	Boîte de pétri 
Lames 	Lamelles 

Poire



Agitateur



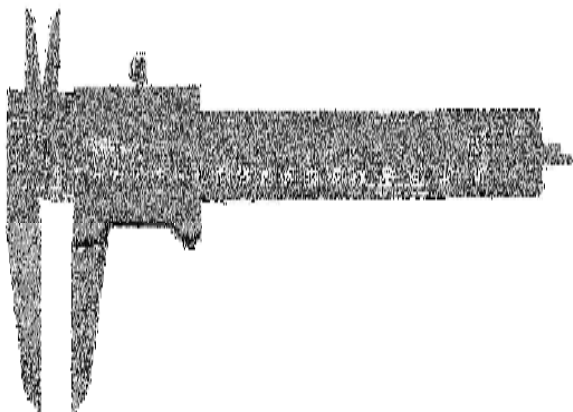
Microscope Photonique



Etuve



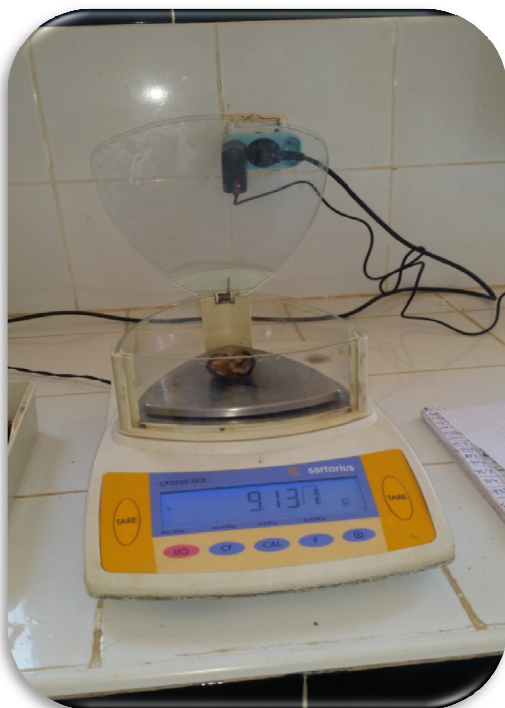
pied à coulisse à 0,5 mm



Cassette



balance de précision



résine d'inclusion de type Eukittà



Les appareillages :

L'appareille de paraffine :



Batterie de coloration :



Microtome :



Les solutions :

Acide acétique glacial



Acide acétique



Acide picrique



Formole



Les fiches techniques

1-Fixation :

Le Bouin aqueux :

Acide picrique saturé à l'eau de mer30 ml.
Formol à 40%10 ml.
Acide acétique2 ml.
Fixation pendant 7 jours.

Le Bouin Alcoolique :

Alcool 80°150ml.
Formol à 40%.....60ml.
Acide acétique glacial.....15ml.
Acide picrique.....1g.

Temps de fixation 1à3 jours.

Passage à l'alcool 90° sans lavage.

2-La Déshydratation et Imprégnation :**Tableau A** : protocole pour l'histologie ; déshydratation et imprégnation des tissus gonadiques

Réactif	Durée d'immersion
Ethanol 70° Ethanol	1 Heure
Ethanol 80° Ethanol	1 Heure
Ethanol 95°	2 Heures
Ethanol 95°	2 Heures
Ethanol 100°	2 Heures
Ethanol 100°	2 Heures
Ethanol 100°	1 Heure
Xylène	1 Heure
Xylène	2 Heures
Xylène	2 Heures
Paraffine liquide (à 60°)	1 Heures
Paraffine liquide (à 60°)	2 Heures
Paraffine liquide (à 60°)	2 Heures

3-La Coloration :**Tableau B:** Protocole pour l’histologie, d’inclusion des tissus gonadiques.

Réactif	Durée d’immersion
Xylène	2 minutes
Xylène	2Minutes
Xylène	2 Minutes
Ethanol 100°	2 Minutes
Ethanol 100°	2 Minutes
Ethanol 100°	2 Minutes
Ethanol 95°	2 Minutes
Ethanol 95°	2 Minutes
Ethanol 70°	2 Minutes
Ethanol 70°	2 Minutes
Hématoxyline	2 Minutes
Eau distillée	2 Minutes
Alcool acide	5 Secondes
Ammoniac	2Minutes
Eau distillée	2 Minutes
Ethanol 95°	2 Minutes
Ethanol 95°	2 Minutes

Ethanol 95°	2 Minutes
Ethanol 95°	2 Minutes
Ethanol 100°	2 Minutes
Ethanol 100°	2 Minutes
Xylène	2 Minutes
Xylène	2 Minutes
Xylène	2 Minutes

Taille		Effectif			Pourcentage	
Classes	Centre de cl	N° Males	N° Femelles	Totale	Por. mal	Por fem
[14-16[	15	1	0	1	100,00%	0,00%
[16-18[	17	1	1	2	50,00%	50,00%
[18-20[	19	0	0	0	0,00%	0,00%
[20-22[	21	3	0	3	100,00%	0,00%
[22-24[	23	4	2	6	66,67%	33,33%
[24-26[	25	1	1	2	50,00%	50,00%
[26-28[	27	7	4	11	63,64%	36,36%
[28-30[	29	5	2	7	71,43%	28,57%
[30-32[	31	9	7	16	56,25%	43,75%
[32-34[	33	10	17	27	37,04%	62,96%
[34-36[	35	19	17	36	52,78%	47,22%
[36-38[	37	32	23	55	58,18%	41,82%
[38-40[	39	37	35	72	51,39%	48,61%
[40-42[	41	51	29	80	63,75%	36,25%
[42-44[	43	35	43	78	44,87%	55,13%
[44-46[	45	32	32	64	50,00%	50,00%
[46-48[	47	27	35	62	43,55%	56,45%
[48-50[	49	32	25	57	56,14%	43,86%
[50-52[	51	27	31	58	46,55%	53,45%
[52-54[	53	19	18	37	51,35%	48,65%
[54-56[	55	15	13	28	53,57%	46,43%
[56-58[	57	9	3	12	75,00%	25,00%
[58-60[	59	3	1	4	75,00%	25,00%
[60-62[	61	3	6	9	33,33%	66,67%
[62-64[	63	2	2	4	50,00%	50,00%
[64-66[	65	4	3	7	57,14%	42,86%
[66-68[	67	0	1	1	0,00%	100,00%

La Taille		Les stades de maternités		
Classes	Centre de cl	Stade A	Stade B	Stade C
[14-16[	15	4	2	0
[16-18[	17	3	1	1
[18-20[	19	6	0	0
[20-22[	21	11	2	6
[22-24[	23	10	4	2
[24-26[	25	12	1	1
[26-28[	27	2	9	4
[28-30[	29	7	1	4
[30-32[	31	6	7	8
[32-34[	33	8	13	13
[34-36[	35	3	15	21
[36-38[	37	11	21	26
[38-40[	39	9	31	44
[40-42[	41	4	31	46
[42-44[	43	6	32	46
[44-46[	45	1	13	51
[46-48[	47	1	11	51
[48-50[	49	0	10	54
[50-52[	51	2	5	56
[52-54[	53	0	2	26
[54-56[	55	0	2	26
[56-58[	57	0	1	11
[58-60[	59	1	0	4
[60-62[	61	1	0	9
[62-64[	63	0	0	4
[64-66[	65	0	1	6
[66-68[	67	0	0	1

Femelle					
Taille		Effectif			Por mature
Classes	Centre de cl	Mature	Immature	Total	
[14-16[	15	0	5	5	0,00%
[16-18[	17	1	3	4	25,00%
[18-20[	19	0	4	4	0,00%
[20-22[	21	0	5	5	0,00%
[22-24[	23	2	8	10	20,00%
[24-26[	25	1	9	10	10,00%
[26-28[	27	4	12	16	25,00%
[28-30[	29	2	3	5	40,00%
[30-32[	31	7	7	14	50,00%
[32-34[	33	17	3	20	85,00%
[34-36[	35	17	6	23	73,91%
[36-38[	37	23	6	29	79,31%
[38-40[	39	35	8	43	81,40%
[40-42[	41	29	4	33	87,88%
[42-44[	43	43	5	48	89,58%
[44-46[	45	32	1	33	96,97%
[46-48[	47	35	2	37	94,59%
[48-50[	49	25	0	25	100,00%
[50-52[	51	31	1	32	96,88%
[52-54[	53	18	2	20	90,00%
[54-56[	55	13	0	13	100,00%
[56-58[	57	3	0	3	100,00%
[58-60[	59	1	1	2	50,00%
[60-62[	61	6	1	7	85,71%
[62-64[	63	2	0	2	100,00%
[64-66[	65	3	0	3	100,00%
[66-68[	67	1	0	1	100,00%

Male					
Taille		Effectif			Por mature
Classes	Centre de cl	Mature	Immature	Total	
[14-16[	15	1	5	6	16,67%
[16-18[	17	1	3	4	25,00%
[18-20[	19	0	4	4	0,00%
[20-22[	21	3	5	8	37,50%
[22-24[	23	4	8	12	33,33%
[24-26[	25	1	9	10	10,00%
[26-28[	27	7	12	19	36,84%
[28-30[	29	5	3	8	62,50%
[30-32[	31	9	7	16	56,25%
[32-34[	33	10	3	13	76,92%
[34-36[	35	19	6	25	76,00%
[36-38[	37	32	6	38	84,21%
[38-40[	39	37	8	45	82,22%
[40-42[	41	51	4	55	92,73%
[42-44[	43	35	5	40	87,50%
[44-46[	45	32	1	33	96,97%
[46-48[	47	27	2	29	93,10%
[48-50[	49	32	0	32	100,00%
[50-52[	51	27	1	28	96,43%
[52-54[	53	19	2	21	90,48%
[54-56[	55	15	0	15	100,00%
[56-58[	57	9	0	9	100,00%
[58-60[	59	3	1	4	75,00%
[60-62[	61	3	1	4	75,00%
[62-64[	63	2	0	2	100,00%
[64-66[	65	4	0	4	100,00%
[66-68[	67	0	0	0	0%