

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

pour l'Obtention du diplôme de Master 2

Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème :

Etude et suivi du cycle sexuel de la moule africaine *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

Présenté par :

M^{elle} SADOK Fatma Zohra

&

M^{elle} CHELALI Naoual

Soutenu le 10/07/2018 à 11^h :00

Devant le jury composé de :

Mr. BESSAAD M.A

MCB / B.P. O (UBD 1)

Président

Mme CHAICHI W

MCB/ B. P. O (UBD 1)

Examinatrice

Mme BRAHIMI S

Attachée de Recherche (C.N.D.R.P.A)

Promotrice

Mr LARBI DOUKARA K

MCB/ B. P. O (UBD 1)

Co-Promoteur

Promotion 2017/2018

Remerciements

Nous tenons en tout premier lieu à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à :

Notre encadrante et chère madame Brahim Sihem pour la qualité de son encadrement, et pour avoir guidées durant toute la période du stage.

Notre Co promoteur docteur Larbi Doukara Kamel pour les directives qu'il nous a fournies pendant la durée du stage.

Nos remerciements s'adressant également à l'ensemble du personnel du laboratoire de l'anatomie pathologie en particulier le médecin chef docteur Akli. Get docteur Bodour. Et et chef service madame Lamroussi. M et tous les membres de laboratoire biologistes

(Chama, Haddouche, Belheoune, Bandaraji) et secrétaires.

Nous tenons d'autre part à remercier les responsables membres du jury (Mr Bessaad et Mme Chaichi) pour bien vouloir nous accorder de leur temps précieux pour commenter, discuter et juger notre travail.

Nous tenons aussi à remercier Docteur KARL chef d'option : Biologie et Physiologie de la Reproduction.

A la fin tenons à remercier tous nos collègues d'études.

Particulièrement notre promotion 2018.

Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail, A la mémoire de ma très chère et douce
maman Ratiba Zui m'a toujours encouragé et soutenu et m'avoir si
bien éduqué et enseigner pour arriver à ce jour, je tien à leur dire
aussi que je ne pourrais qu'être fière.*

A mon cher papa Abd Allah J'espère qu'il sera toujours fier de moi.

A mon frère Brahim el Khalil

A ma sœur Soumia

A mon marie Mahfoud

A ma binôme Naoual

A tous mes amis, toute ma famille et ainsi que mes professeurs

FATMA ZOÛRA

Dédicace

Je dédie cet humble travail

A

Mes chers et respectueux parents, vraiment aucune dédicace ne saurait exprimer mon attachement, mon amour et mon affection, je vous offre ce modeste travail en témoignage de tous les sacrifices et l'immense tendresse dont vous m'avez toujours su me combler.

A

Mes sœurs Fatima ,Khadidja, Meriem, Aïcha ,Amina et Khaoula ,et mes frères Moloud,Boualem et Lakhdar à qui leurs souhaitent beaucoup de réussite dans leurs vies .

A tout làfamille CHELALI

A

Mes amies, Khadidja, Imene ,et à toutes les personnes qui ont une places spéciale dans ma vie et mon cœur sans oublier ma binôme Zahra et tous les étudiantes de la promotion 2018 Biologie et Physiologie de la Reproduction.

CHELALI Naoual

Liste des tableaux

| | |
|--|----|
| Tableau 1 : Echelles de maturité sexuelle..... | 9 |
| Tableau 2 : Sex-ratio global de <i>Perna perna</i> | 15 |
| Tableau 3 : Répartition des deux sexes de <i>P.perna</i> en fonction des saisons | 16 |
| Tableau 4 : Répartition saisonnier des effectifs et des pourcentages des différents stades maturité des femelles de <i>P.perna</i> | 17 |
| Tableau 5 : Répartition saisonnier des effectifs et des pourcentages des différents stades maturité des males de <i>P.perna</i> | 18 |

Liste des figures

| | |
|---|----|
| Figure 1 : Présentation de l'espèce <i>perna perna</i> (linnaeus, 1758)..... | 2 |
| Figure 2 : Répartition mondiale de <i>perna perna</i> (linnaeus 1758)..... | 4 |
| Figure 3 : Anatomie générale de la moule <i>perna perna</i> | 5 |
| Figure 4 : Site d'étude plage les « figuiers » wilaya de Boumerdes..... | 10 |
| Figure 5 : La récolte et le transport de la moule <i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758)..... | 11 |
| Figure 6 : Mesures biométriques de <i>Perna perna</i> (Linnaeus, 1758)..... | 11 |
| Figure 7 : Répartition saisonnière des sexes de <i>Perna Perna</i> | 16 |
| Figure 8 : Les pourcentages des stades de la maturité en fonction des saisons..... | 17 |
| Figure 9 : Les pourcentages des stades de la maturité en fonction des saisons..... | 18 |
| Figure 10 : Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade mâle de <i>Perna perna</i> . Gr×400 (Photo original)..... | 21 |
| Figure 11 : Observation au microscope photonique des différents types cellulaires de gonade male de <i>P.perna</i> .Gr×400(Photo original). | 22 |
| Figure 12 : Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de différents types cellulaires chez la gonade femelle Coloration HE. Gr × 400 (Photo original)..... | 24 |
| Figure 13 : Coupe histologique d'une gonade femelle au stade IIIA1. Coloration HE .Gr×400 (Photo original)..... | 25 |
| Figure 14 : Début de ponte chez la femelle, stade IIIA2.les tubules gonadiques renferment des ovocytes mûrs arrondie. Coloration HE.Gr×400 (Photo original)..... | 25 |
| Figure 15 : Vue d'ensemble montrant une gonade femelle au stade IIIB.les tubules gonadiques sont petits. Ils renferment quelques ovocytes mûrs qui n'ont pas été emises.le tissu conjonctif est très apparent.Gr×400 (Photo original)..... | 26 |

Liste des abréviations

SR : Sex-ratio

LT : longueur Totale

Lg : Largueur

Ep : Epaisseur

WT : Poids Totale

WCQF : Poids de la coquille fraîche.

WCHF : Poids de la chair fraîche

HE : Hématoxyline de Harris et Eosine.

Sommaire

| | |
|---|----------|
| Introduction..... | 1 |
| Chapitre I : Données générales | |
| I.1. Présentation de l'espèce..... | 2 |
| I.2. Position systématique..... | 3 |
| I.3. écologie | 3 |
| I.4. Anatomie générale | 4 |
| I.5. Biologie de reproduction | 5 |
| I.6. Maturation des gonades | 7 |
| I.7. Cycle de reproduction..... | 8 |
| Chapitre II : Matériels et méthode | |
| II.1. Matériels | 10 |
| II.1.1.Site d'étude..... | 10 |
| II.1.2.Prélèvements | 11 |
| II.2. Méthodes..... | 12 |
| II.2.1. Le sex-ratio | 12 |
| II.2.2. Sex-ratio global..... | 12 |
| II.2.3.Sex-ratio par des saisons..... | 13 |
| II.2.4. Cycle sexuel et période de ponte..... | 13 |
| II.2.5.Techniques histologiques | 13 |
| Chapitre III : Résultats et discussion | |
| III.1. Sex-ratio global..... | 15 |
| III.2.Sex-ratio en fonction des saisons..... | 15 |
| III.3. La maturité sexuelle | 16 |
| III.3.1.Aspect macroscopique..... | 16 |
| III.3.1.1.Cycle sexuel et période de ponte..... | 16 |
| III.3.2. Aspect microscopique..... | 19 |

| | |
|------------------------------------|----|
| Discussion..... | 27 |
| V. Conclusion et perspectives..... | 29 |
| Références bibliographiques..... | 30 |
| Annexes | |

Résumé

La moule africaine *perna perna* est un mollusque bivalve qui est largement répandu dans les régions tropicales et subtropicales, elle est signalée depuis longtemps sur les côtes d'Afrique du Nord. La présente étude s'intéresse au suivi du cycle sexuel de cette espèce. En effet, l'étude du cycle de reproduction de *Perna perna* a été réalisée sur des moulières naturelles localisées au niveau du site des figuiers de la Wilaya de Boumerdes.

Un échantillonnage a été effectué en hiver et au printemps avec un effectif total de 120 individus dont 66 femelles et 54 mâles.

L'étude du sex-ratio global et saisonnier de l'espèce révèle que les proportions des mâles et des femelles sont équilibrées au sein de la population.

Par ailleurs, l'étude du cycle sexuel de cette espèce selon l'échelle macroscopique et microscopique révèle une période de reproduction qui s'étale de la saison hivernale jusqu'au printemps avec deux pontes, la première se déroule au mois de janvier en hiver et la seconde au mois d'avril au printemps.

Mots clés : *Perna perna*, sex ratio, Cycle sexuel, Figurier, Boumerdes, Algérie.

Abstract :

The african mussel *Perna perna* is a bivalve mollusk that is distributed in the tropical and subtropical ,it has been observed for a long time on the coast of north africa .

The présent study is interested in monitoring of the sexual cycle of this species at the El karma of the département of Boumerdes .

A sampling was effectuated in winter and spring with a total of 120 individuals including 66 females and 54 males.

The study of the global and seasonal sex ration of the species reveals that the proportions of males and females are équilibré .

Moreover, the study of the sexual cycle of this species according to the macroscopic and microscopics reveals a period of reproduction that spreads from the winters season to spring with two laying,the first taking place in january .in winter and the second takes place in the spring of April.

Keywords :sex ratio ,*Perna perna* , sexuel cycle,El karma,Boumerdes, algérie.

المخلص:

إن بلح البحر الإفريقي بيرنا بيرنا

هو نوع من الرخويات ثنائية الصدفة والتي تنتشر على نطاق واسع في المناطق المدارية و شبه الاستوائية و قد تم ملاحظتها منذ فترة طويلة على سواحل شمال إفريقيا.

إن العمل المنجز في إطار تحضير مذكرة التخرج يتطرق إلى متابعة الدورة الجنسية لهذا المحار التي تم إجراؤها في المواقع الطبيعية الموجودة في بلدية الكرمة بولاية بومرداس.

تم أخذ عينات موسمية في فصل الشتاء والربيع مع عدد إجمالي 120 فردا من بينهم 66 إناث و 54 من الذكور.

وتكشف دراسة نسبة الجنس الاجمالية والموسمية هذا النوع من المحار, أن نسب الذكور والإناث متوازنة في المجموعة التي درسناها.

وعلاوة على ذلك، فإن دراسة الدورة الجنسية لهذا النوع من المحار, وفقا للمقياس العياني والمجهري, تكشف عن فترة تكاثر تستمر من فصل الشتاء إلى فصل الربيع، مع تحديد الفترة الأولى في شهر جانفي والفترة الثانية في شهر أفريل

الكلمات المفتاحية:

نسبة الجنس, بيرنا بيرنا, الدورة الجنسية, الكرمة, بومرداس, الجزائر.

Les moulières naturelles d'Algérie comportent fréquemment deux espèces, *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck.1918) et *Perna perna* (Linnaeus, 1758). Cette dernière est connue sous le nom de la moule brune ou africaine et signalée depuis longtemps sur les côtes d'Afrique du nord.

Les moules *Mytilus galloprovincialis* présentent un intérêt économique et sont très exploitées en algerie .par rapport à la moule *Perna perna*

Le présent travail s'intéresse à l'étude et le suivi du cycle sexuel de la moule africaine. En effet, cette étude rentre dans le cadre du projet de recherche et de la stratégie de recherche du Centre National de Recherche et de Développement de la Pêche et d'Aquaculture (C.N.R.D.P.A), sur l'horizon de 2015-2020.

Plusieurs travaux de recherche ont été réalisés sur cette espèce, les premiers travaux réalisés sur l'écophysiologie de la reproduction ont été entamés par Chipperfield (1953), Lubet (1959,1976, 1981, 1984), Lucas (1965,1971).

Pallary (1921) et Gruvel (1926), ciblent l'exploitation de l'espèce. En Algérie, les travaux de Abada Boudjema (1980, 1981,1983), Boukroufa (1982, 1987, 1990), Siddal (1980) et Djediat (1982, 1990, 1991) ont portés essentiellement sur la dynamique de population et le cycle sexuel et période de ponte ; Suivi de Doula et *al.* en 2011, sur l'effet de jeûne sur la gonade femelle et la glande digestif.

Kerdoussi (2010) étudie le cycle sexuel dans le golf d'Annaba ; Mouloudj et *al.* (2015), et Bouaouina et *al.* (2016) traitent la reproduction de la population de *P. perna* du site Figuiers.

L'étude de la biologie de cette espèce présente un intérêt scientifique indéniable ,la connaissance de son cycle de reproduction peut constituer des données de bases nécessaires pour toute exploitation commerciale de ce mollusque .Elle est cultivée au venezuela (LODEIROS *et al.* ,2013)mais le seul pays ou elle est depuis longtemps cultivée est le Brésil.

De ce fait ,L'objectif principal de cette étude est de déterminer la période de ponte et le déroulement du cycle sexuel de *Perna perna* (Linnaeus, 1758), à travers les observations macroscopiques des gonades mâles et femelles et microscopique par l'étude histologique.

Le présent travail renferme principalement l'étude du sex ratio et le cycle sexuel de l'espèce cible , avec une conclusion synthétique et les perspectives de recherche .

Ce premier chapitre résume la présentation de l'espèce *Perna perna* (Linnaeus, 1758), sa position systématique, son écologie, son anatomie générale et sa biologie de reproduction.

I.1. Présentation de l'espèce :

L'aquaculture, en bassin naturel ou artificiel, en eau douce ou en pleine mer nécessite des techniques et un matériel approprié. De l'implantation des poissons et mollusques dans leur lieu de croissance jusqu'à la récolte, en passant par la reproduction artificielle, l'aquaculture permet de produire une large quantité de mêmes espèces à des fins d'exploitation de la chair ou des produits dérivés, tels le caviar. En 2011, au niveau mondial, un poisson mangé sur deux était issu de l'élevage.

La moule africaine *Perna perna* (Linnaeus, 1758) est un Mollusque Bivalve de forme allongée qui possède une coquille équivalve, avec un contour mince autour des bords et épais postérieurement (Lbadaoui, 2012). Sa coquille est munie d'une mince fente byssale ventrale et sa charnière à un seul dent sur chaque valve (au lieu de trois dents sur chaque valve) (Abada-Boudjema, 1996). Un ligament sub-interne est fixé au bord dorsal postérieur de la coquille par une bande calcifiée blanchâtre. Cette espèce est caractérisée par la présence de deux empreintes, dont l'empreinte du muscle adducteur postérieur désigne un B. La coloration de la coquille est verte, mélangé de brun de la face externe, et blanc jaunâtre de la face interne. Les deux valves sont garnies d'ornementation en forme de chevron (figure 1).

La couleur du manteau permet de distinguer les deux sexes, elle est blanchâtre chez les mâles et rose saumon à orange chez les femelles.

En méditerranée la taille maximale des moules est de 90mm, avec une taille moyenne de 50 à 60mm (Fisher et al. 1987). Elle peut atteindre une longueur maximale de 18cm.



Figure 1. *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

(Photo original)

I.2. Position systématique :

La systématique de *Perna perna* est comme suit a été :

Embranchement : Mollusques

Classe : Bivalves

Sous-classe : Ptériomorphia

Ordre : Mytiloida

Famille : Mytilidae

Genre : *Perna*

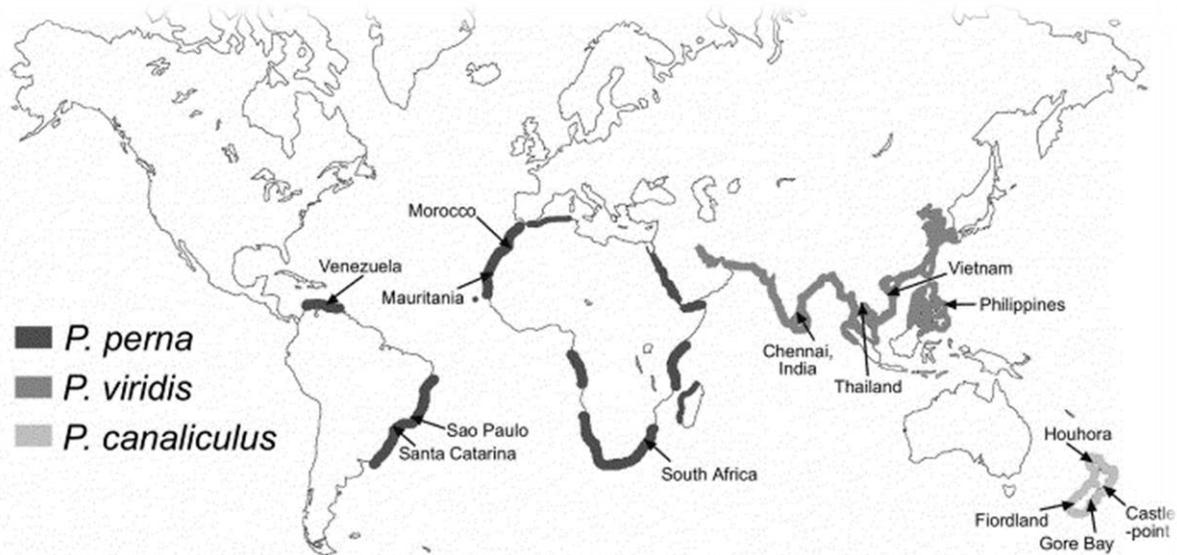
Espèce : *P. perna* (Linnaeus, 1758)

I.3. écologie :

La répartition écologique de l'espèce étudiée est très vaste, elle occupe le substrat dur de l'étage infralittoral et peut être retrouvée entre 0 et 40 mètres de profondeur. Elle vit en mélange avec *Mytilus galloprovincialis* (Abada-Boudjema et Dauvin, 1995 ; Abada-Boudjema, 1996)

Elle est largement rencontrée dans les eaux saumâtres des lagunes côtières. C'est une qui est caractérisée par une forte tolérance vis-à-vis des conditions du milieu, ainsi elles supportent des températures de 13°C en hiver et entre 27 et 28°C en été et des salinités comprises entre 7 et 40 ‰ (Lubet et Chappuis, 1966) et (Kerdoussi,2010)

Perna perna est une espèce largement répandue dans le monde, elle a été signalée sur les bords de la Méditerranée (Afrique du Nord : Algérie, Tunisie, Maroc, Mauritanie, Sénégal), et sur les côtes Est et Ouest de l'Atlantique tropical et subtropical et dans les côtes de l'Amérique du Sud (figure 2). (Kerdoussi, 2010)



I. **Figure 2.** Répartition géographique de *Perna perna* (Linnaeus, 1758) (Anonyme)

La moule *P. perna* est une microphage détritivore qui se nourrit par filtration de particules en suspension comprenant le phytoplancton, le zooplancton et les résidus organiques. Les moules filtrent jusqu'à 4 litres d'eau /heure. Elles disposent d'un système digestif, un système circulatoire ouvert, d'organes reproducteurs et d'un système nerveux élémentaire.

I.4. Anatomie générale :

Anatomie générale de *Perna perna* renseigne sur le fonctionnement des différents systèmes, à savoir le système respiratoire et digestif.

Les parties molles du corps de la moule sont recouvertes par le manteau dans les deux lobes, sont soudées dorsalement près de la bouche constituant la cavité palléale. La tête de la moule est absente ou réduite à la bouche, celle-ci étant dépourvue de radula et de bulbe buccal, mais munie de palpes labiaux. Elle possède un pied qui leur permet de se déplacer dans le sable.

A la base du pied se trouve une glande qui secrète des filaments (byssus) qui par la solidification au contact d'eau de mer, assure la fixation de l'espèce sur son substrat.

Les branchies sont constituées par une nappe externe et interne de filaments. Les palpes labiaux sont constitués par deux volets triangulaires foliacés, ils assurent la continuité de transport des particules des branchies vers la bouche. (Aitoukaci.,Bouaouina .,2016)

Le tractus digestif débute par la bouche qui est pourvue de lèvres foliacées ; un œsophage court coudé aboutit dans un estomac volumineux débauche vers l'intestin postérieur qui se termine par l'anus. (Aitoukaci.,Bouaouina .,2016)

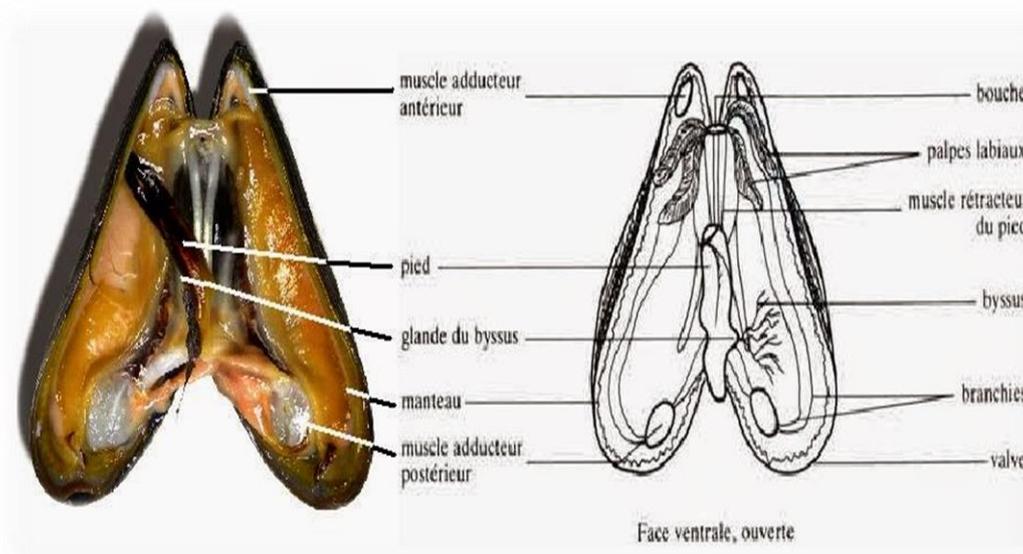


Figure 3. Anatomie générale de la moule *P. perna* (Linnaeus, 1758)
(Aitoukaci.,Bouaouina .,2016)

I.5. Biologie de la reproduction :

Chez les mytilidés le manteau joue un rôle majeur comme principal support de la gamétogenèse (Bayne et *al.* 1982). En effet, la gonade se situe de façon diffuse dans le manteau et la masse viscérale (Lubet, 1959), elle est formée par des acini qui aboutissent à des gonoductes constitués par un épithélium cilié uni et stratifié.

Les voies génitales sont constituées de canaux ramifiés liant les acini qui débouchent dans deux grands canaux longitudinaux symétriques. Selon (Boukroufa, 1987) les orifices génitaux peu visibles sont situés de part et d'autre de la masse viscérale en arrière du pied. 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 (bosse de polichinelle) ou elle forme une protubérance plus ou moins gonflée selon le stade de maturité (Boukroufa 1987).

L'examen de la gonade permettra la détermination du sexe, la femelle à des couleurs qui varient du jaune –orange au rose saumon, la gonade mâle est blanc jaunâtre. Ces critères de coloration se retrouvent chez beaucoup de bivalves tels que *Mytilus edulis* (Lubet ,1959), et *Perna perna* (Boukroufa, 1987).

- **Etapes de l'ovogenèse**

L'ovogenèse est l'ensemble des processus qui conduisent à la formation des gamètes ou les ovocytes à partir des ovogonies. Chez les Mollusques Bivalves on distingue cinq types de cellules germinales :

- ✓ Les ovogonies.
- ✓ Les ovocytes prévitellogéniques I
- ✓ Les ovocytes prévitellogéniques II
- ✓ Les ovocytes vitellogéniques pédonculés.
- ✓ Les ovocytes vitellogéniques détachés.

Ces différents stades d'évolution ont été regroupés en trois étapes : la préméiose prévitellogénèse et la vitellogénèse. Selon Boukroufa (1987), l'ovogenèse se déroule à l'intérieur des tubules chez la moule *Perna perna*, les différents types de cellules sont observées et caractérisées chacune par la taille et la forme.

L'étape de préméiose : cette étape renferme un seul type cellulaire :

- **Les ovocytes pré méiotiques :** dérivent directement des cellules souches qui proviennent de la transformation des cellules épithéliales de la paroi des tubules, leurs formes est ovulaire et elles sont étroitement attachées à la paroi.

L'étape de la prévitellogène : cette étape englobe deux types cellulaires :

- **Ovocytes prévitellogéniques I :** ces ovocytes prennent une forme aplatie et sont également attachés à la paroi tubuleuse mais ils présentent une taille plus grande que les précédentes. Ils sont composés d'un petit nombre de vésicules disséminées dans le cytoplasme de nature glycoprotéique. Ce sont les premières plaques vitellines

- **Ovocytes prévitellogéniques II :** le volume de ces ovocytes augmente tout en restant rattachés à la paroi, à ce stade un deuxième type d'inclusion de type lipidique apparaît.

L'étape de la vitellogénèse : cette étape regroupe les types cellulaires qui sont :

- **Ovocyte vitellogéniques pédonculés :** les ovocytes augmentent toujours de volume, ils sont étirés et rattachés à la paroi par un prolongement cytoplasmique en forme de pédoncule donnant naissance à des ovocytes pédonculés.

L'histochimie révèle la présence de grosses inclusions dans le cytoplasme riches en ARN et d'autres inclusions. (Boukroufa, 1987).

• **Ovocytes vitellogéniques détachés** : ces cellules ont terminées leur accroissement, elles se retrouvent détachées de la paroi et disposées dans la lumière des tubules, leur nombre augmente au moment de la maturité. Elles sont serrées les unes contre les autres et cela leur confère une forme polygonale, les mêmes inclusions sont observées.

I.6. Maturation des gonades : chez la moule, les phénomènes sexuels peuvent être subdivisés en plusieurs étapes, elles ont été définies selon des critères macroscopique de l'échelle de Lucas (1965) et histologique ou microscopique selon l'échelle de Lubet (1959).

❖ **Les stades macroscopiques** : l'évaluation macroscopique de l'état de la maturité sexuelle fait appel à l'échelle de Lucas (1965) qui comporte trois stades A, B et C.

❖ **Les stades microscopiques** :

- **Stade 0** : repos sexuel. le sexe est indéterminé, cette phase est caractérisée par l'accumulation de réserves et des cellules vésiculeuses. le manteau est alors homogène et transparent.
- **stade I**: reprise de l'activité sexuelle. Le développement commence par le premier stade de la gamétogenèse, les jeunes groupes de cellules germinales étant éparpillés dans le manteau. Une lignée de spermatogonies et d'ovogonies apparaît sur la paroi tubulaire.
- **Stade II** : début de gamétogenèse. tous les stades de la gamétogenèse sont présents. Une grande partie du manteau est occupée par des tubules, dans ceux des femelles, les ovocytes continuent de croître en accumulant du vitellus. Dans les tubules mâles apparaît une large bande centripète de spermatogonies, spermatocytes et spermatides avec quelques spermatozoïdes libres dans la lumière.
- **Stade III A1** : gamétogenèse avancé (maturité génitale). Le manteau est envahi par des tubules qui occupent presque toute la surface gonadique, recouvrant ainsi le tissu conjonctif. Chez les mâles, une bande étroite des produits gamétogéniques apparaît du côté de l'ouverture des tubules. Les spermatozoïdes sont disposés en lamelle. Chez les femelles, les ovocytes sont bien développés et présentent une forme polygonale due à leur forte densité dans le tubule.
- **Stade IIIA2**: gamétogenèse achevée, nombreux ovocytes libres. A ce stade; les moules sont facilement (excitables) et libèrent leurs gamètes sous l'action de stimuli externes (températures, salinité, hydrodynamisme...), Les gonades ne renferment plus que des gamètes mûrs susceptibles d'être émis.
- **Stade IIIB** : émission des gamètes. La ponte et peut être totale ou partielle. un très grand nombre de tubules sont vidés ; et ne renferment que des gamètes résiduels. l'arrangement lamellique des spermatozoïdes disparaît et la densité des tubules diminue.

Les ovocytes restants prennent une forme sphérique du moment que la pression dans les tubules diminue. La surface du manteau occupée par le tissu germinatif.

- **Stade III C** : restauration de la gonade. C'est le stade de redéveloppement gonadique. Le renouvellement de la gamétogenèse a lieu à partir de ce stade. La bande qui correspond aux premiers stades gamétiques sont apparents dans les tubules mâles. Chez les femelles, les jeunes ovocytes attachés au pourtour tubulaire sont abondants. Ce stade pourrait être confondu avec le stade II, puisque dans le même tubule des gamètes non émis et des gamètes en développement s'observent. Cependant, quand le redéveloppement est maximal, le paquet de tubules n'occupe plus toute la surface disponible du manteau et le tissu conjonctif devient plus apparent qu'avant la ponte.
- **Stade III D** : Arrêt de l'activité génitales et reconstitution des réserves. Au cours de ce stade l'activité génitale s'arrête complètement. Les tubules dégèrent, les cellules sanguines, lysent les gamètes non pondus, l'animal se retrouve de nouveau au stade du repos sexuel. (voir tableau 1)

I.7. Cycle de reproduction :

Les moules se reproduisent par fécondation externe en déchargeant les spermatozoïdes et les ovocytes dans la colonne d'eau. Après fécondation, des larves d'un préveligères sont formées, quinze heures après la fertilisation, les dents de la charnière sont bien développées et augmentent en nombre. La période critique pour le développement étant pendant et après la métamorphose (Siddall ,1978). La métamorphose de la moule brune est marquée par la sécrétion du byssus (Siddall ,1979). La survie des larves dépend principalement de la fixation des larves.

Tableau 1 : Echelles de maturité sexuelle.

| LUCAS (1965) | LUBET(1959) | DJEDIAT(1990) |
|--|--|--|
| Stade A : Sexe indéterminable | Stade 0 : Repos sexuel. | Stade 0 : Repos sexuel. |
| | Stade I : Multiplication des gonies | Stade I : Multiplication des gonies |
| Stade B : sexe déterminable au microscope dans par grattage | StadeII : Début de gamétogénèse | Stade II : Début de gamétogénèse |
| Stade C1 : Gonade peu développée dans le manteau | Stade IIIA1: Gamétogénèse avancé | Stade IIIA1 : Gamétogénèse avancé |
| Stade C2 : Gonade occupant tout le manteau. | Stade IIIA2 : Gamétogénèse achevée, pleine maturité. | Stade IIIA2 : Gamétogénèse achevée, pleine maturité. |
| Stade C1 ou B | Stade IIIB1 : Vidange effectuée. | Stade IIIB : Vidange en cours. |
| | | Stade IIIB2 : Vidange effectuée. |
| | Stade IIIC : Restauration. | Stade IIIC : Restauration |
| Stade A ou B | Stade IIID1 : Dernières vidanges et reconstitution des réserves. | Stade IIID : Dernières vidanges mécroscs. |
| | | Stade IIID2 : Reconstitution des réserves. |

Chapitre renferme la description du site d'étude, les méthodes de calcul et la technique d'histologie.

Notre stage de PFE a été effectué au niveau du centre national de la recherche et du développement de la pêche et d'aquaculture C.N.R.D.P.A, sur une durée de 6 mois .durant cette période en a fait 4 sorties dans le site figuier situé à la wilaya de Boumerdes .

L'étude histologique des échantillons a été réalisée au niveau de l'laboratoire anatomo-pathologie de l'hôpital Fares Yahia à Kolea.

II.1. Matériels

II.1.1. Site d'étude

La baie de Zemmouri se situe à l'Est de la baie d'Alger, très ouverte vers le Nord et étalée sur 53,7 Km. Elle est limitée à l'Ouest par le cap Matifou $36^{\circ}49'N$ et $3^{\circ}15'E$, et à l'Est par le cap Djinet $36^{\circ}53'N$ et $3^{\circ}45'E$ (Leclaire, 1973), (figure 4). Dans la baie de Zemmouri, à 30 km de Cap Djinet vers l'Est se situe la plage des figuiers.



Figure 4 : site d'étude plage les « figuiers » wilaya de Boumerdes

(Google earth)

II.1.2. Prélèvements :

Les prélèvements ont été effectués au niveau de la plage « les figuiers » sur un gisement de moulières naturelles. Un échantillonnage saisonnier a été réalisé en hiver (au mois janvier 2018) et au printemps (au mois Avril 2018).



Figure 5 : La récolte et le transport de la moule *Perna perna*. (Linnaeus, 1758) (Photo originale).

Les échantillons sont traités au laboratoire du C.N.R.D.P.A, les différentes mesures biométriques ont été prises, à savoir : la longueur totale (LT), la largeur (Lr), le poids total (WT), (Figure 5) le sexe et le stade de maturité.

Les mensurations ont été effectués à l'aide d'un pied à coulisse de (1/10^{ème}) de mm et une balance à précision de 0.01g. Les moules sont ensuite disséquées à l'aide d'un scalpel afin de prendre le poids de la chair et de la coquille ainsi que les stades de maturité. Après l'ouverture de l'animal, les individus sont égouttés pour se débarrasser de l'eau intervallaire et pesés. Quelques individus de l'échantillon sont conservés à l'étude histologique en fixant ces derniers au bouin aqueux.



Figure 6 : mesures biométriques de *Perna perna* (Linnaeus, 1758)

II.2. Méthodes

II.2.1. Le sex-ratio :

Le 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 :

- Rapport du nombre de mâles au nombre de femelles (M/F) .
- 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 le sex-ratio est considéré comme étant le pourcentage respectif des Mâles et des femelles macroscopiquement identifiés, les individus immatures de sexe indéterminable ont été écartés.(Brahimi,2011)

A. Sex-ratio global

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 :

$$\mathfrak{Z} = \frac{P_0 - P}{\sqrt{\frac{P \times Q}{N}}}$$

- Si $\mathfrak{Z} < 1.96$ la différence n'est pas significative au risque de 5%
- Si $\mathfrak{Z} > 1.96$ la différence est significative.

B. Sex-ratio en fonction des saisons

L'évolution saisonnière du sex-ratio met en évidence les variations d'abondances des deux sexes en fonction des saisons. (Brahimi,2011)

II.2.2. 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 *P. 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, elle comporte trois stades :

- **Stade A** : le sexe est indéterminable, la gonade est transparente.
- **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, et colorée d'orange vif chez les femelles et de blanc crémeux chez les mâles.

L'étude de cycle sexuel de *Perna perna* qui consiste à l'utilisation de l'échelle de (Lucas ,1965) permet d'établir un histogramme cumulé dans lequel chaque échantillon mensuel est fractionné en superposant les stades (du stadeC2 au stade A) .les résultats obtenus de ce dernier seront confirmés par l'étude histologique.

II.2.5. Techniques histologiques :

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

Les trois grandes étapes classiques de cette technique sont :

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

- **La fixation** : elle permet de conserver les cellules dans un état aussi proche que possible de l'état vivant, il est donc nécessaire de prélever rapidement les pièces à l'état frais et de respecter le temps qu'il faut pour que le fixateur pénètre à l'intérieur des tissus pour réussir la fixation. Chez les mollusques bivalves le fixateur utilisé est le bouin aqueux (voir annexe II).
- **La déshydratation** : est le passage dans les bains d'alcool à degré croissant, puis au xylène pour être à la fin incluses dans la paraffine. Cette étape permet d'éliminer le contenu en eau et le remplacer par la paraffine.

- **L'imprégnation** : cette étape consiste à faire pénétrer la paraffine dans l'échantillon, ceci doit se faire à chaud dans une étuve à 60°C (température de fusion de la paraffine). Pour assurer une pénétration progressive de la paraffine, il est nécessaire de mettre la pièce dans un mélange de xylène-paraffine, puis la mettre dans deux bains de paraffine neuve, chaque bain durera une heure et la pièce pourra séjourner jusqu'à 24 heures dans le troisième bain.
 - **Coulage des blocs** : la mise en blocs se fait dans des moules spéciaux appelés « barres de Leuckart » posés sur un support en verre. La paraffine neuve et liquide est versée dans les moules, la pièce est portée à son tour dans le moule.
 - **Coupes** : les coupes sont réalisées au moyen d'un appareil appelé microtome, ce dernier offre la possibilité de faire des coupes fines qui se soudent entre elles pour former un ruban. Les rubans sont collés sur des lames à l'aide de l'eau albuminée, les lames doivent être débarrassées de la paraffine avant la coloration.
 - **Coloration** : la coloration est précédée par le déparaffinage, le tissu est réhydraté en suivant le procédé inverse de l'inclusion, c'est -à-dire traiter la coupe par un solvant qui élimine la paraffine : xylène qui est éliminé par l'alcool, lui-même remplacé ensuite par l'eau distillée.
-
- ❖ **Coloration Hématoxyline de Harris et Eosine (HE)** : après le déparaffinage et la réhydratation ; les lames passent à la coloration par l'hématoxyline de Harris et l'éosine suivant la méthode utilisant par (Martoja, et Martoja, 1967). Le mélange de ces deux colorants est couramment utilisé en histologie et permet de bien différencier les tissus présents sur une coupe histologique. L'éosine est un colorant acide qui colore le cytoplasme en rose et plus particulièrement structures basique comme les protéines du cytoplasme ; alors que Hématoxyline est un colorant basique qui colore les noyaux en violet et plus spécialement les structure cellulaires acides comme l'ADN ou l'ARN.
 - ❖ **montage** : les lames colorées sont déshydratées dans un bain de xylène pendant 20 min. puis elles sont montées entre lames et lamelles par L'Eukitt .On dispose alors d'une préparation microscopique prête à être observée au microscope photonique.

Ce chapitre est réservé aux résultats obtenus et à la discussion.

L'étude de la reproduction constitue une phase préliminaire et indispensable aux autres composantes de la biologie de l'espèce étudiée. En effet, l'étude du sex-ratio et du cycle sexuel permettent de dégager les caractéristiques de la sexualité de *Perna perna* et de déterminer les périodes de ponte.

Les échantillons récoltés lors de cette étude se résument en un effectif total de 120 individus. Il est à noter que durant la période d'échantillonnage, notamment dans le mois de février et mars 2018, les intempéries et l'hydrodynamisme ont beaucoup frappé le site d'étude, ce qui a rendu ce dernier inaccessible et influencer l'échantillonnage de l'espèce.

III.1. Sex-ratio global

Sur un total de 120 individus dont 54 mâles et 66 femelles, les pourcentages des mâles et des femelles calculés avec une précision de 8.90 sont respectivement de l'ordre de 45% et 55% (tableau 2). La valeur de l'écart réduit calculée est de l'ordre de 1.10, est largement inférieure 1.96 ce qui 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 relativement équilibrée dans la population de *Perna perna*.

Tableau 2 : Sex-ratio global de *Perna perna*

| Sexe | Effectif | Pourcentage au risque de 5% | Ecart réduit |
|--------------|------------|-----------------------------|--------------|
| Femelles | 66 | 55±8,90 | e = 1.10 |
| Mâles | 54 | 45±8,90 | |
| Total | 120 | 100 | |

III.2. Sex-ratio en fonction des saisons :

La distribution des pourcentages des deux sexes en fonction des deux saisons, révèle que la prédominance des femelles est nettement observée en hiver avec un pourcentage supérieur à 59%, contre 40% pour les mâles.

Par contre, durant la saison printanière, les mâles dominent avec des proportions qui dépassent 56% par rapport à celles des femelles qui n'excèdent pas 43% (figure 7).

La valeur de de l'écart réduit est de l'ordre 0.92 ce qui montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les pourcentages des deux sexes durant les deux saisons (tableau 3).

Tableau 3 : Répartition des deux sexes de *P. perna* en fonction des deux saisons

| Saison/Sexe | Effectif | | | Pourcentage | |
|----------------------------------|-----------|-----------|------------|-----------------|-------------|
| | Males | Femelles | Total | Males | Femelles |
| Hiver (31/01/2018) | 33 | 48 | 81 | 47,74±11,59 | 59,29±11,59 |
| Printemps (18/04/2018) | 22 | 17 | 39 | 56,41±15,56 | 43,58±15,56 |
| Total | 55 | 65 | 120 | e = 0.92 | |

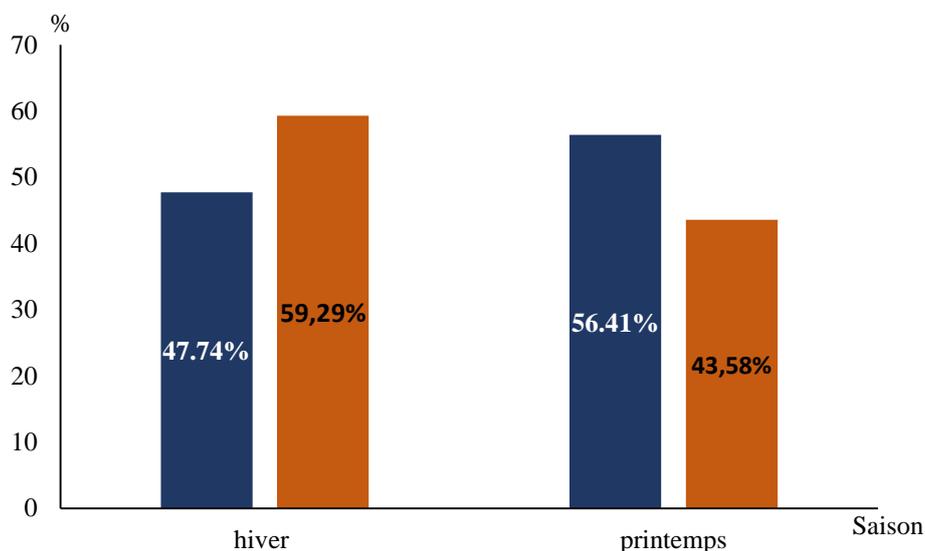


Figure 7: Répartition saisonnière des sexes de *P. Perna*

III.3.La maturité sexuelle :

III.3.1.Aspect macroscopique :

La maturité sexuelle de l'espèce est étudiée selon deux approches : l'observation macroscopique des stades de maturité, et l'étude histologique qui apporte des renseignements complémentaires sur le déroulement du cycle sexuel.

III.3.1.1.Cycle sexuel et période de ponte :

Chez les mâles, durant la saison hivernale, le pourcentage d'individus au stade C dépassent les 75.76%, par contre il n'excède pas les 50% au printemps.

L'évolution du stade B montre que les proportions d'individus à ce stade présentent une valeur de 12.12% en hiver. Ce pourcentage, augmente au printemps pour atteindre la valeur de 36.36%.

Pour le stade A, les proportions des mâle à ce stade se rapprochent dans les deux saisons et marquent des valeurs respectives de l'ordre de 12.12% et 13.64% (Tableau 4 et Figure 8).

Tableau 4 : Répartition saisonnière des effectifs et des pourcentages des stades maturité des mâles de *P. perna*.

| Saison | Stade A | | Stade B | | Stade C | | Total |
|------------------|----------|-------|----------|-------|----------|-------|-----------|
| | Effectif | % | Effectif | % | Effectif | % | |
| Hiver | 4 | 12.12 | 4 | 12.12 | 25 | 75.76 | 33 |
| Printemps | 3 | 13.64 | 8 | 36.36 | 11 | 50 | 22 |

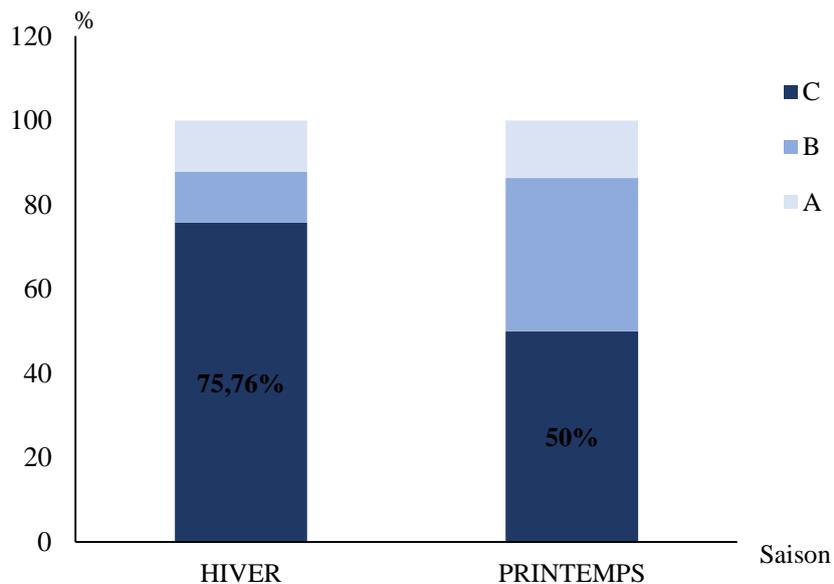


Figure 8 : Les pourcentages des stades de la maturité en fonction des saisons

Chez les femelles, le pourcentage d'individus au stade C est important en hiver et au printemps, les proportions d'individus mûres dépassent respectivement 87% et 64%.

Pour le stade B, les pourcentages sont très différents. En effet, durant la saison hivernale le pourcentage d'individus se réduit à 2% contre 23% au printemps.

Pour le stade A, les proportions de femelles atteintes le repos sexuel sont équitables pour les deux saisons (10.42 % en hiver et 11.71% au printemps), (tableau 5 et figure 9).

Tableau 5 : Répartition saisonnier des effectifs et des pourcentages des stades maturité des femelles de *P. perna*.

| Saison | Stade A | | Stade B | | Stade C | | Total |
|-----------|----------|-------|----------|-------|----------|-------|-------|
| | Effectif | % | Effectif | % | Effectif | % | |
| Hiver | 5 | 10.42 | 1 | 2.08 | 42 | 87.5 | 48 |
| Printemps | 2 | 11.71 | 4 | 23.53 | 11 | 64.71 | 17 |

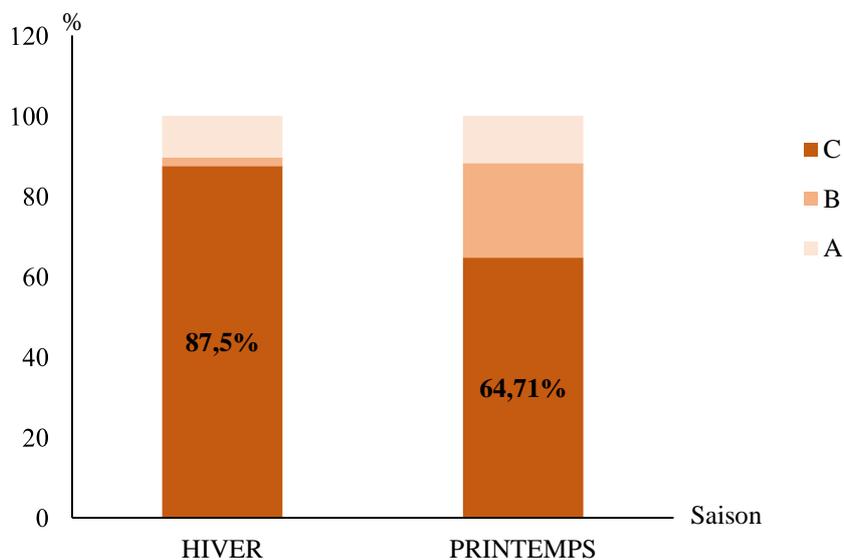


Figure 9 : Les pourcentages des stades de la maturité en fonction des saisons

L'évolution des stades de maturité des deux sexes durant les deux saisons montre que les proportions d'individus mûres (stade C) sont très importantes dans les deux saisons et pour les deux sexes, ce qui révèle que la période de ponte de cette espèce se situe en hiver et au printemps.

L'évolution du stade B contre la régression du stade A révèle une activité de restauration des gonades, cette activité est nettement observée au printemps. Par contre en hiver, le stade de repos sexuel (stade A) est plus important par rapport au stade B, ce indique que les individus entament le repos sexuel après la ponte hivernale.

III.3.2. Aspect microscopique :

Chez les mâles, l'étude microscopique des coupes histologiques révèle que les cellules germinales se retrouvent à l'intérieure des tubules spermatiques où se déroule la spermatogénèse caractérisée par la présence des cellules souches, des spermatogonies et des spermatozoïdes.

Chez les femelles, l'étude microscopique des coupes histologiques montre que l'ovogenèse se déroule aussi dans les tubules. Cinq types cellulaires sont observés, il s'agit de cellules souches, ovogonies prévitellogéniques primaires et ovogonies prévitellogéniques secondaires qui caractérisent la prévitellogenèse ; et les ovocytes vitellogéniques pédonculés et détachés qui caractérise la vitellogenèse.

❖ La spermatogénèse

La gonade mâle de *Perna perna* est constituée de deux grands types cellulaires : les cellules germinales (figure 10) et les cellules de réserve. Les cellules germinales se retrouvent à l'intérieur des tubules spermatiques, où se déroule la spermatogénèse caractérisée par six types cellulaires : les cellules souches, les spermatogonies, les spermatocytes primaires, les spermatocytes secondaires, les spermatides et les spermatozoïdes.(Brahimi ,2011)

Ces cellules sont différentes par leur taille et par la nature des phénomènes physiologiques qui s'y déroulent. La durée des stades de maturité n'est pas la même ; les plus brefs stades sont difficiles à observer en histologie classique. Par contre, dans les plus longs stades, les subdivisions cellulaires peuvent être mises en évidence (spermatides, spermatocytes).

La spermatogénèse débute par une phase de multiplication, dont la division des spermatogonies se fait par des mitoses successives. Les spermatogonies passent par une phase d'accroissement et donnent des spermatocytes primaires.(Brahimi,2011)

A la fin de cette phase une division réductionnelle (méiose) survient pour donner naissance aux spermatocytes secondaires. Ces derniers subissent une division équationnelle pour former les spermatides. Une phase de cyto-différenciation (différenciation cellulaire) aboutit à la formation des Spermatozoïdes.(Brahimi,2011)

• **Les cellules souches** : sont localisées à la périphérie contre la paroi du tubule spermatique; les cellules souches sont allongées et leur taille peut atteindre 7 μ m de diamètre. Leur noyau est clair et de forme ovale de 4 μ m, il renferme un nucléole en position excentrique, entouré d'un cytoplasme acidophile avec un rapport nucléo plasmique élevé. Les cellules souches subissent un accroissement perpendiculaire à la paroi tubulaire, elles s'arrondissent et restent reliées à la paroi par un pédoncule cytoplasmique. La rupture de ce pédoncule libère une spermatogonie.(Brahimi,2011)

• **Les spermatogonies** : sont organisées à la périphérie de tubule ; elles ont une taille comprise entre 4 et 8 μ m, avec un cytoplasme acidophile (figure 11). Une technique de coupes semi-fines met en évidence trois cellules de spermatogonie : spermatogonies primaires, spermatogonies secondaires, et spermatogonies tertiaires.(Brahimi,2011)

• **Les spermatocytes** : sont des cellules issues de spermatogonies tertiaires, ces dernières donnent des spermatocytes primaires, elles ont une taille comprise entre 4 et 9 μ m (figure 11). Ces cellules qui entament la division réductionnelle, présentent un noyau de 4 μ m de diamètre avec un cytoplasme basophile clair et peu abondant. Suite à la division réductionnelle, les spermatocytes secondaires apparaissent au voisinage des spermatocytes primaires, formant ainsi un amas mixte de spermatocytes (figure 11). Ces cellules ont un diamètre de 2.4 μ m, un cytoplasme réduit, et des chromosomes peu visibles. Elles donnent naissances aux spermatides par une division équationnelle. (Brahimi,2011)

• **Les spermatides** : sont orientées vers la lumière tubulaires, elles forment un pool cellulaire et subissent une spermiogénèse intense, en les amenant progressivement au stade spermatozoïdes. Les six stades intermédiaires spermatides I, II, III, IV, V, VI ne peuvent être observés que par la technique des coupes semi-fines.(Brahimi,2011)

• **Les spermatozoïdes** : sont des cellules allongées de 7 μ m de long, présentent une tête, une pièce intermédiaire et un flagelle. Ils sont concentrés dans la lumière du tubule et dans les canaux ciliés. Les spermatozoïdes (figure 11) sont évacués par l'intermédiaire des tubules ciliés.

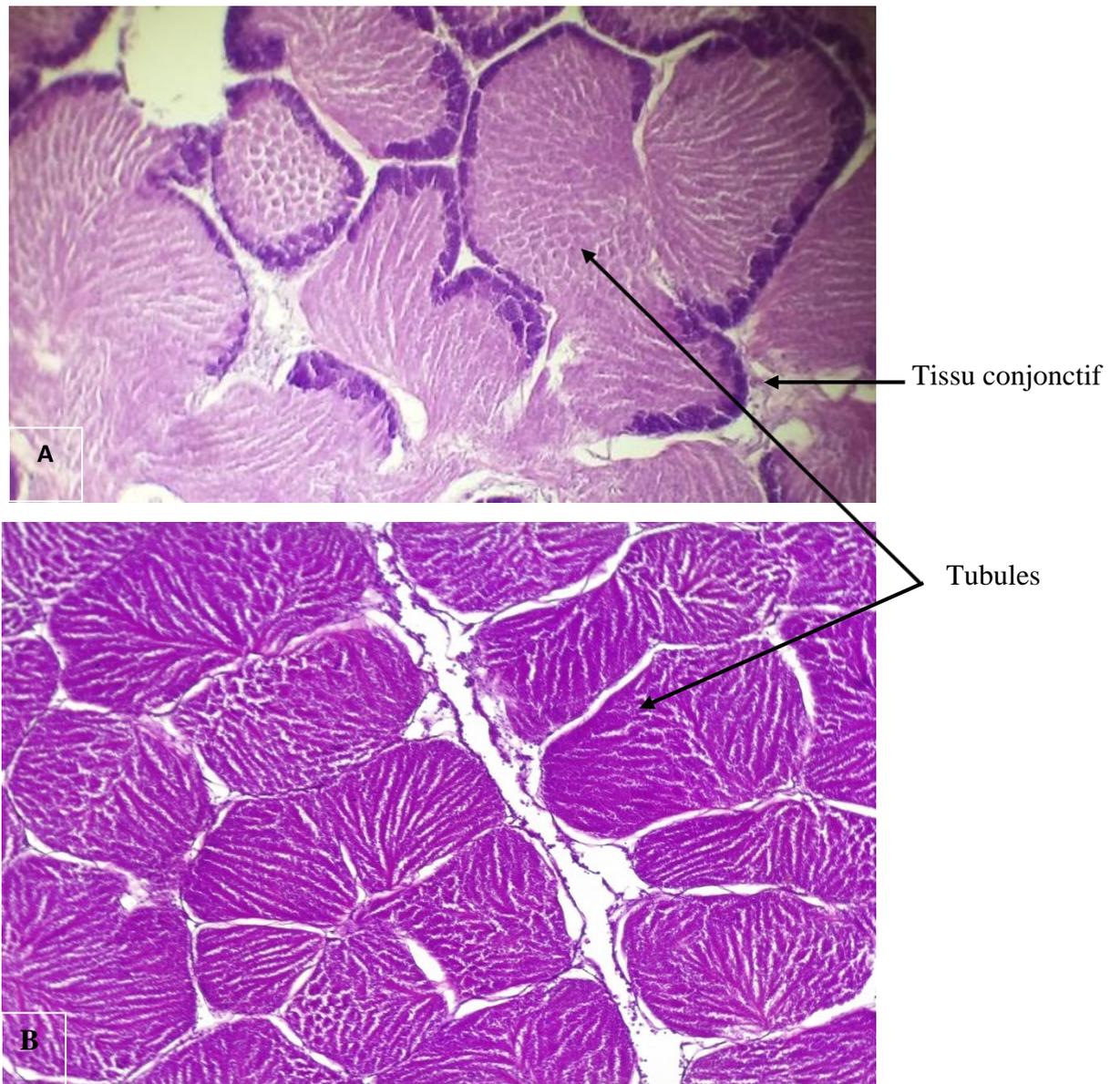


Figure 10. A et B : Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de la gonade mâle de *Perna perna*. Gr×400

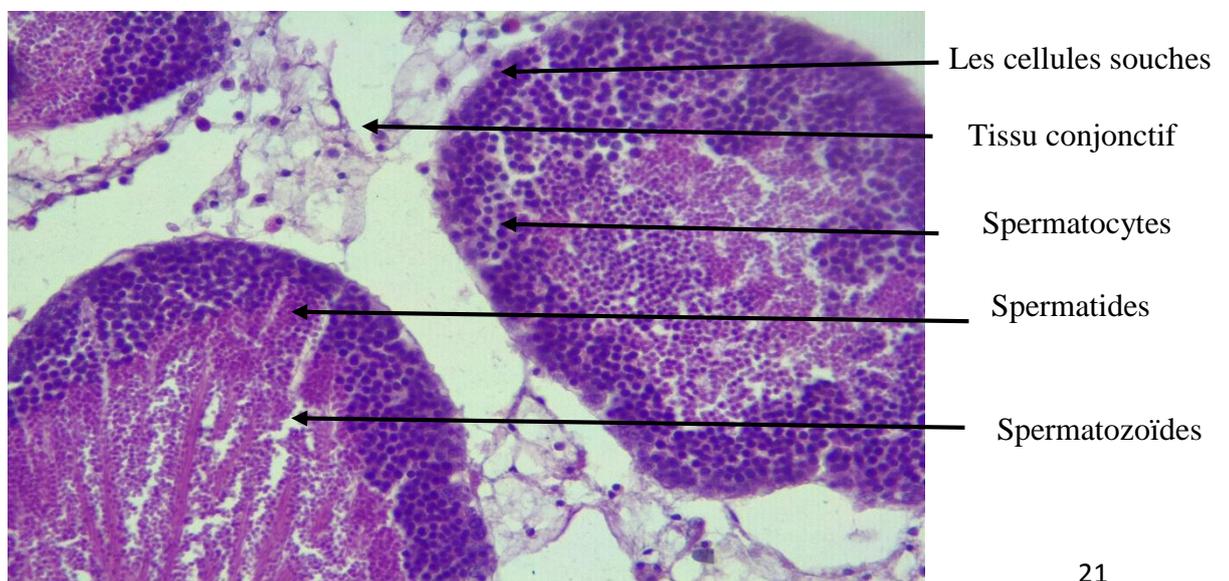


Figure 11 : Observation au microscope photonique des différents types cellulaires de gonade male de *P. perna*. Gr×400

❖ **L'ovogenèse :**

Chez *Perna perna* (Linnaeus, 1758), l'ovogenèse se déroule dans des tubules (Figure 14); les cinq types cellulaires sont observés. Il s'agit de :

• **Les ovogonies :** ce sont des cellules de forme ovale regroupées en amas et rattachés à la paroi tubulaire, leur taille varie de 7µm à 8µm. Le microscope photonique met en évidence un rapport nucléo plasmique élevé avec un cytoplasme réduit à une seule couche péri nucléaire. Le noyau a une forme arrondi de 6µm de diamètre. (Boukroufa,1987)

• **Ovocytes prévitellogénique I :** les ovocytes prévitellogéniques I sont également attachés à la paroi tubulaire ; d'une forme aplatie, leur taille varie de 15µm à 25µm, avec un noyau de 9µm à 12µm de diamètre (Figure 11). Le cytoplasme de ces cellules est très abondant, il est basophile avec aspect finement granuleux dû à la présence d'ARN. Le noyau présente un nucléole arrondi de 2 à 4µm, dans certains cas il peut exister deux nucléoles ou un nucléole structuré, coloré avec une partie périphérique basophile riche en ARN et une région plus au moins excentrées acidophile contenant de l'ADN et des protéines nucléaire (Boukroufa, 1987).

• **Ovocytes prévitellogénique II :** ces cellules restent attachées à la paroi tout en augmentant de volume. Leur accroissement qui se fait perpendiculairement à la paroi tubulaire, leur confère une forme triangulaire (figure12).

La taille de ces cellules varie de 23 à 34µm avec un noyau de 13 µm à 18µm de diamètre, possédant un nucléole légèrement excentré de 3µm, ce dernier peut être structuré, le cytoplasme est abondant et de type basophile riche en ARN diffus. (Boukroufa,1987), signale que l'activité de noyau de ces cellules prévitellogénique I et II est très intense durant cette phase, cette activité est mise en évidence par des organites cytoplasmiques nécessaires à la synthèse de réserve vitelline.

• **Ovocytes vitellogéniques pédonculés :** les ovocytes augmentent toujours de volume, mais sans que la surface d'insertion s'agrandisse. L'accroissement perpendiculaire des ovocytes confère une forme allongée à ces cellules. Ils sont étirés et rattachés à la paroi tubulaire par un prolongement cytoplasmique en forme de pédoncule, donnant naissance à des ovocytes pédonculés (Figure12). Ils présentent des longueurs et des largeurs qui varient respectivement

de 52 à 74 μm et de 29 μm à 39 μm . Le noyau migre vers le pôle apical, il mesure de 22 à 30 μm , avec un nucléole structuré comportant une région périphérique basophile et une région acidophile distincte.

- **Ovocytes vitellogéniques détachés (mûrs)** : ces cellules ont terminées leur accroissement et mesurent environ 45 μm ; elles sont détachées de la paroi tubulaire et disposées dans la lumière de tubule. Leur nombre augmente au moment de la maturité ; elles sont serrées l'une contre l'autre et confère une forme polygonale (Figure12). Le noyau a un aspect clair de 27 μm avec une forme irrégulière et renferme un nucléole mesurant 5.5 μm d'environ. (Boukroufa, 1987)

Dans le but de confirmer les résultats obtenus après examen macroscopique gonadique, l'utilisation de la méthode microscopique qui se repose sur l'échelle de Lubet (1959) s'avère nécessaire. Durant la période d'étude tous les stades correspondant à l'échelle de Lubet (1959) n'ont pas été observé, seuls les III A1, IIIA2, IIIB sont décrits (Tableau1)

- **Stade IIIA1 :**

Ce stade correspond à une gamétogenèse avancée (figure 13), il est caractérisé par un nombre important d'ovocytes vitellogéniques détachés d'aspect polygonal, accompagnés d'ovocytes prévitellogéniques I et II et d'ovocytes vitellogéniques pédonculés. Les tubules, remplis d'ovocytes sont serrés les uns contre les autres et occupent tout le manteau, ainsi le tissu conjonctif est pratiquement inexistant.

- **Stade IIIA2**

Au niveau du stade IIIA2, la majorité des ovocytes ont atteint leur croissance maximale. Les ovocytes vitellogéniques détachés deviennent arrondis. Leur nombre augmente par rapport à celui observé au stade IIIA1. Toutefois, peu d'ovocytes prévitellogéniques I, prévitellogéniques II et d'ovocytes vitellogéniques pédonculés sont retrouvés. Les tubules peu développé, ce stade est caractérisé par l'apparition de nombreux amoebocytes et parfois des zones de lyse (figure 14)

- **Stade IIIB**

A ce stade, peu d'ovocytes vitellogéniques détachés ayant perdu leur aspect polygonal ont été observé ainsi que les ovocytes préméiotiques et les ovocytes prévitellogéniques. De ce fait, la taille des tubules à tendance se réduit. Le tissu conjonctif devient de plus en plus important à ce stade (figure 15).

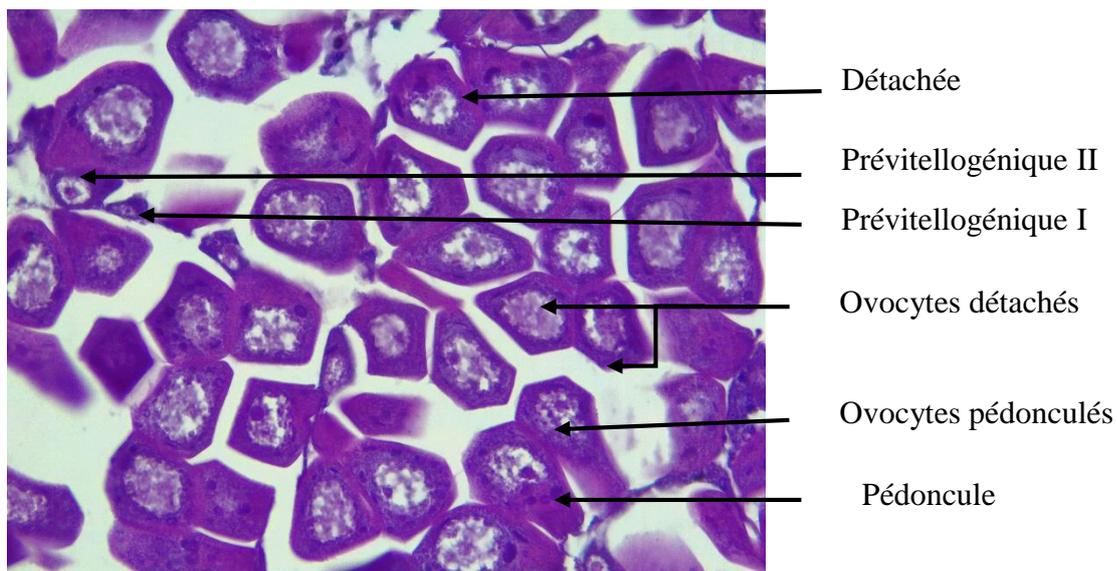


Figure 12: Observation au microscope photonique d'une coupe histologique de différents types cellulaires chez la gonade femelle Coloration HE.Gr × 400

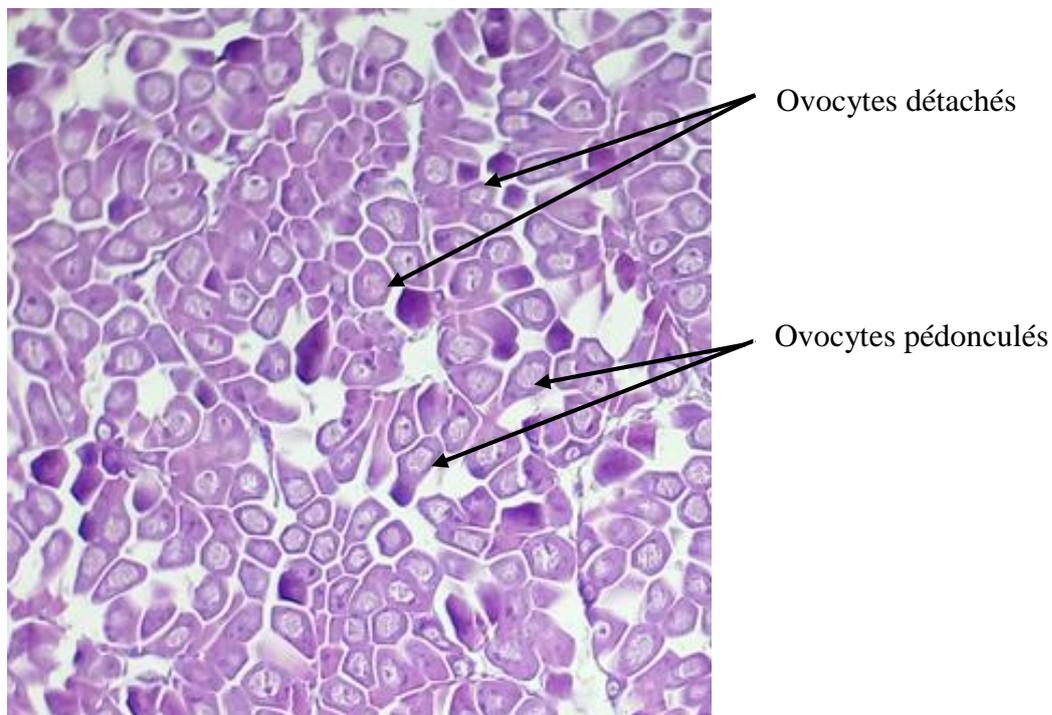


Figure 13: Coupe histologique d'une gonade femelle au stade IIIA1. Coloration HE .Gr×400

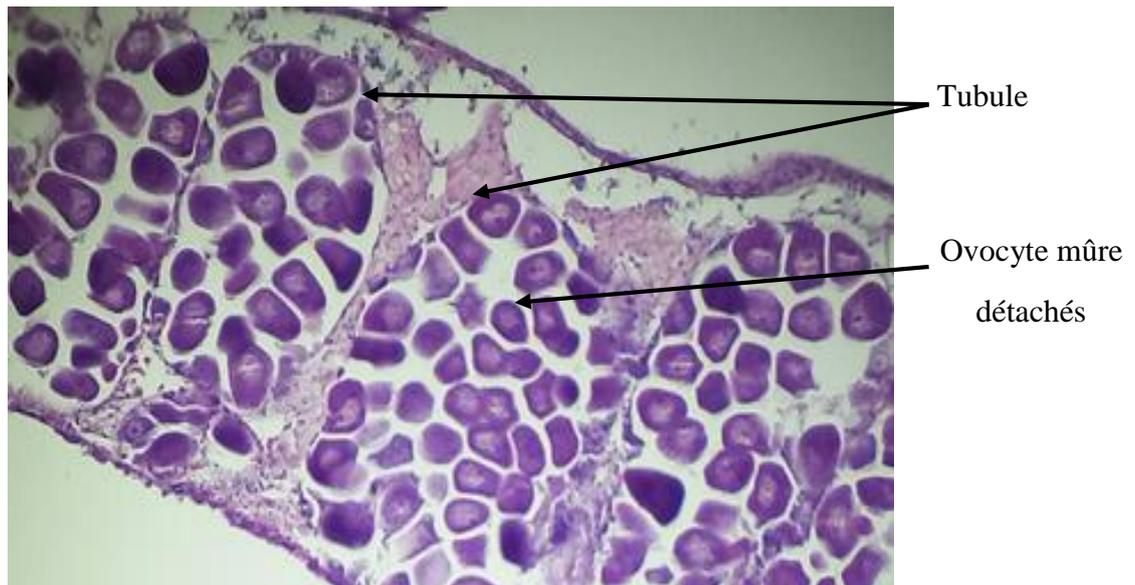


Figure 14 : Début de ponte chez la femelle, stade IIIA2.les tubules gonadiques renferment des ovocytes mûrs arrondie. Coloration HE.Gr×400

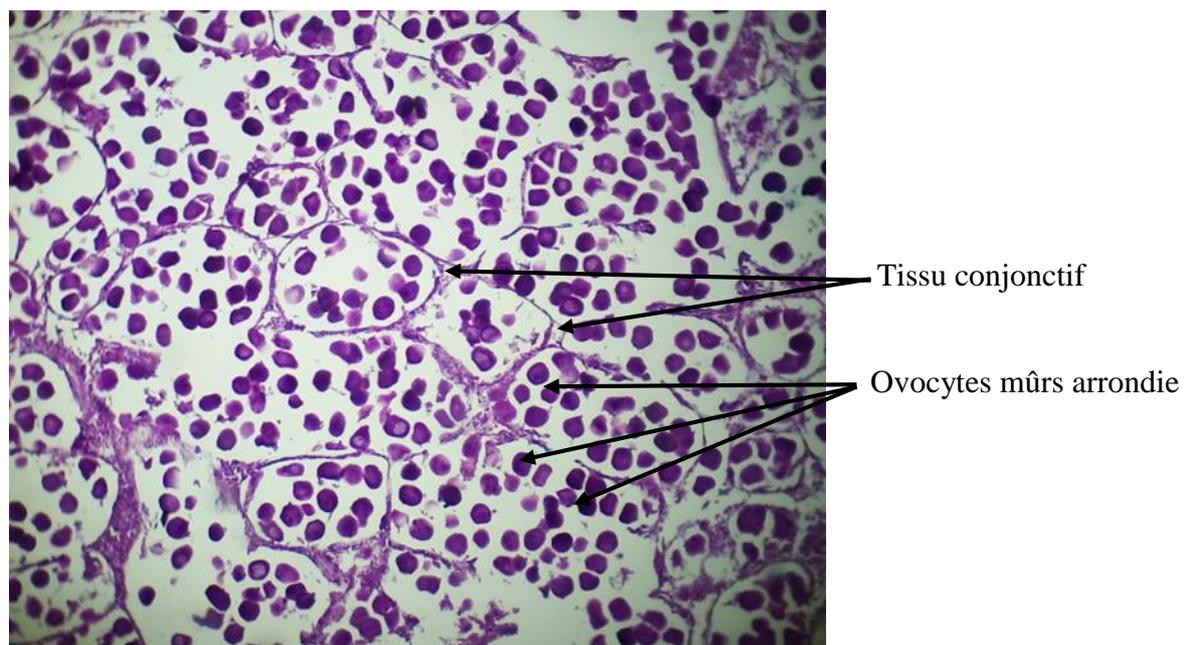


Figure 15: Vue d'ensemble montrant une gonade femelle au stade IIIB.

les tubules gonadiques sont petits .Gr×400

Selon les résultats obtenus lors de cette étude ;il s'avéré que le sex-ratio de *Perna perna* est équilibre à 100%

Les résultats de l'étude microscopique de la gonade de *P. perna* montrent que durant les deux saisons d'étude la majorité des individus sont près à la ponte (stade IIIB de ponte).

La combinaison des résultats obtenus par les deux échelles, permet de mettre en évidence la période de ponte de *Perna perna* qui s'étale de l'hiver au printemps.

Discussion :

Selon les résultats obtenus lors de cette étude, il s'avère que le sex-ratio de la population *Perna perna* est équilibré à 100%

Les résultats de l'étude microscopique de la gonade de *P. perna* montrent que durant les deux saisons d'étude la majorité des individus sont près à la ponte (stade IIIB de ponte).

La combinaison des résultats obtenus par les deux échelles, permet de mettre en évidence la période de ponte de *Perna perna* qui s'étale de l'hiver au printemps.

Zaouali (1973), prouve que la reproduction de *Perna perna* en mer se fait tout au long de l'année avec un maximum au début de l'automne et un minimum en été, cet auteur rapporte qu'en Tunisie la *P. perna* ne peut se reproduire dans les eaux dont la salinité est plus faible que celle de l'eau de mer, Selon, Boukroufa (1987), la population de *P. perna* se reproduit en Algérie tout au long de l'année. Il rajoute qu'il existe deux périodes de pontes massives qui sont signalées en avril et en août, avec un ralentissement de l'activité gonadique de septembre à novembre. Ce même auteur signale que ces périodes d'émission des gamètes peuvent se décaler Au Maroc, (Shafee, 1989) montre que chez la moule *P. perna* les stades de la maturité sexuelle sont observés de janvier à mai. Cependant, Adhallah et al (1997) apportent que le cycle de reproduction de l'espèce cible est étendu sur toute l'année avec trois périodes de ponte la première est hivernale, la seconde est printanière et la dernière est estivale, Par ailleurs, Atmani et Bougdir (2001) signalent que 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, la première se situe entre janvier et avril tandis que la deuxième aura lieu de mai à juillet. Entre ces périodes d'émission la population soit est en pleine maturité, soit en phase de restauration avant d'entamer le stade de vidange au mois de juin et juillet, Kerdoussi (2010) montre que la moule *P. perna* présente un cycle sexuel étalé sur toute l'année avec une période de ponte en automne. Cette auteur rajoute que l'émission de gamètes coïncide avec la chute de l'indice de condition, et cet indice est bien meilleur en période printanière et chute en période automnale lors de la ponte des moules. Tis et Hamdani (2016) remarquent que la période de ponte de la population de *P. perna* du site des figuiers s'étale sur toute l'année, avec deux principales pontes, une située au printemps et l'autre en automne.

Il semblerait que le cycle sexuel des bivalves est conditionné par les facteurs climatiques en particulier la température et l'hydrodynamisme. Cayre (1978), Haouchine (1995) et Kerdousi (2010) signalent que l'élévation brutale de la température constitue un stress thermique pouvant déclencher l'émission de gamètes mûrs de *P. perna*, ces mêmes auteurs rajoutent qu'une influence de ces facteurs touche directement la physiologie de la reproduction de l'espèce.

A la lumière des résultats obtenus lors de cette étude, il s'avère que les observations des différents auteurs renforcent ces résultats et confirment les périodes de pontes déterminées.

Conclusion et perspectives

A faible profondeur la moule africaine *perna perna* vive en agrégat avec *mytilus galloprovincialis* dans les infractuosités des rochers battus et éclairés de l'étage médiolittoral .elle est fixée par une touffe de fils très solide appelée byssus ,sur des support ou sur des rochers(substrat dur).cette espèce a un intérêt commercial ,mais elle n'a pas encore exploitée en algérie .

Dans le présent travail, l'étude de la reproduction de la moule *Perna perna* repose sur deux axes : le sex-ratio et la maturité sexuelle.

Il ressort de cette étude que le sex-ratio de la population de *Perna perna* est équilibré au sein de la population étudiée et durant les deux saisons d'étude.

Par ailleurs, l'étude du cycle sexuel de l'espèce cible selon l'échelle macroscopique et microscopique révèle une période de reproduction qui s'étale de la saison hivernale jusqu'au printemps avec deux pontes, la première se déroule au mois de Janvier en hiver et la seconde à lieu au mois d'avril au printemps.

Il semblerait que cette étude peut faire l'objet d'un élevage et contribuer à la diversification économique.

- ✓ Il serait intéressant de Poursuivre l'étude du cycle sexuel de cette espèce sur une période plus longue, en fonction des paramètres du milieu afin de mieux comprendre le phénomène d'ovogenèse et la spermatogenèse, et apporter plus de précision au cycle sexuel.
- ✓ Elargir la période d'étude,
- ✓ Effectuer des prélèvements mensuel ou bimensuel
- ✓ Effectuer des prélèvements avec d'autre paramètre physiologique afin de pouvoir comprendre les influences externes sur la reproduction de perna perna
- ✓ Etude l'histo chimie de la gonade dans le but de suivre l'évolution des inclusion (lipides,glucides,proteines) en fonction de la maturité sexuelle

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

Aitoukaci D., Bouaouina H., 2016. Contribution à l'étude de la reproduction d'un mollusque bivalve *Perna perna* (L) .sur la côte algéroise. Mémoire de Master 2. *FSB, USTHB.P : 50*

Atami Y et Bougrid D., 2001. Reproduction et croissance de deux espèces de moules : *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck1819) et *Perna perna* (Linne1758) en milieu naturel. Mémoire d'ingénieur d'état en Océanologie, *U,S,T,H,B.,Alger PP :67*

Boukroufa F., 1987. Reproduction et structure des populations de la moule *Perna perna* (L) sur la cote algéroise : histologie –cytologie. *Thèse de Magistère U.S.T.H.B.Alger PP :84*

Bounakous.N., 2014. Etude in vitro de l'effet des polluants métalliques (cas du plomb) sur l'activité enzymatique (catalase) chez la moule «*Perna perna*» comme une réponse histologique de la pollution. Mémoire de Master 2.PP :72

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, F.S.B. *U.S.T.H.B, Alger.PP : 87.*

Berry., P.F., 1978. Reproduction, croissance, et production de la moule *perna perna*, sur la côte Est de l'Afrique du sud. Rapport d'investigation de l'Institut de recherche d'Océanographie, Durban 48 :1-28.

Bayne., 198.2 Aspects of gametogenesis in the marine mussel *Mytilus edulis* (L) *j-Mar.Biol.ass u.k,(62) :133-145.*

Berhail F., Mezaini KH., 2017. Variation biochimiques de quelques constituants de la moule *Perna perna* (Linnaeus 1758) au cour du cycle sexuel. PP :69

Cayre P., 1978. Etude de la moule *perna perna* (L) et des possibilités de mytilicultureeb République populaire du Congo Cahies ORSTOM série océanographique,16(1),9-17.

Douibi N., 1995. Histologie de la gonade mâle de *Perna perna* (L), mollusque, lamellibranche .Mémoire D.E.S : Physiologie Animale ,*U.S.T.H.B* Alger PP:42.

FOE., 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.

Haouchine M., 1995. Ecologie et biologie de la reproduction de la moule *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck 1819) au sein d'un écosystème lagunaire saumâtre : lac ELMELLAH Thèse de Magister en océanographique *U.S.T.H.B* Alger

Hamdani.S et Tis.H., 2016. Eude de la reproduction de la moule (*Perna perna*) dans la côte algéroise. Mémoire en reproduction animale PP :62.

Kerdoussi Asma., 2010. Moule *perna perna* peuplant le golfe d'Annaba : croissance, reproduction et qualité bactériologique. Mémoire en Sciences de la mer PP : 189

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

Leclaire, 1973. La sédimentation holocène sur le versant méridional du bassin Algéro-Baléares (précontinent algérien). Mém. Mus. Hist. Nat., 24: 391 PP.

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

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.Mrat .Vol n°23p :394-548.

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

Lbadaoui khadija., 2012. Evaluation et perspectives de volarisation des ressources génétique des eaux continentales et littorales du Maroc les modeles : truite fario (*salmo trutta macrostiqua*) et moule africaine *perna perna* Thèse de Doctorat . PP :208

LODEIROS C., APONTE A., Acosta V., MARQUIZ A FRETTE I.,URIBE E et LOZADA W.,2013.cultivation pf mussels *Perna perna* and *Perna viridis* (Bivalvia :Mytilidea,Linnaeus) in the lagoon of chacopata ,araya Peninsula ,Sucre state,Venzula ,zootecnia trop. Vol31.N1

Mortaja M., 1995. Mollusques, chapitre 1 : Organisation et classification, collection « synthèse », Edition collection propos, institut océanographique. Paris .p :9-11

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

Miziani H., 1987. Contribution à l'étude de la structure des populations de *Perna perna* (L) de la côte algéroise .Mémoire D.E.S, U.S.T.H.Alger PP:40.

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

Siddall S.E., 1979. Effet de la température et de la salinité sur la métamorphose de deux moules tropicales .Démarche de l'association nationale 69 :199de mollusques et crustacés.

Siddall S.E., 1978. Le développement de Hingeline dans les larves tropicales de moule du genre *Perna*. Démarche de l'association nationale 68 :86 de mollusques et crustacés

Schurink C.E.et Griffiths C.L., 1991. A comparaison of reproductive cycles and reproductive output in four southern african mussel species .Marine Ecology Progress séries 76 :123-134.

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.,P34 :237-250.

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 ,Salammbô,2(4) :637-642.

<https://doi.org/10.1016/j.ympcv.2006.12.019>: A molecular phylogeny of the marine mussel genus *Perna*(Bivalvia: Mytilidae) based on nuclear (ITS1&2) and mitochondrial (COI) DNA sequences

Matériel non biologique

Les verreries

Pince métallique



Microscope photonique à caméra



Lame



Lamelle



Etuve



Pied à coulisse à 0.5mm



Cassette

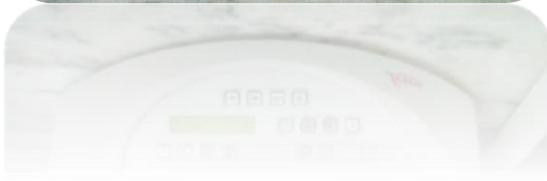


Balance de précision



Les appareillages :

L'appareille de circulation



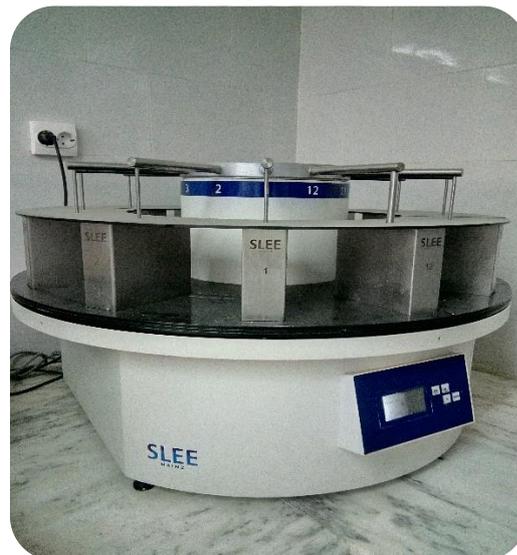
L'appareille de paraffinage



Microtome



Batterie de coloration



Les solutions :

Acide acétique glacial



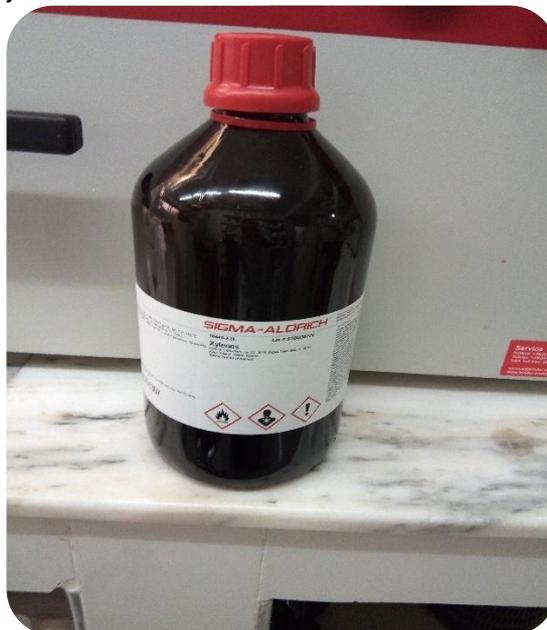
Acide acétique



Formole



Xylène



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.

2-Batteries de déshydratation :

Alcool 70 °1 Bain.....10 minutes.
Alcool 90 °2 Bains.....10 minutes.
Alcool 100°3 Bains.....10 minutes.
Toluène3 Bains.....10 minutes.
Paraffine2 Bains.....1 heure chacun.

Eau albuminé à 0.2 % :

Albumine.....0.2 g.
Eau distillée.....100 ml.
Thymol0.1 g.
Préparation par un agitateur.

3-Coloration : Hématoxyline de Harris et Eosine

Xylène.....20 min
Alcool 100%.....1 min
Alcool 95%.....30sec
Alcool 70%.....30sec
Eau rinçage.....10 min
Hématoxyline.....2 min
Eau rinçage.....5 sec
Ammoniac.....15 min
Eau de rinçage.....5 min

| | |
|---------------------|--------|
| Eosine..... | 5 min |
| Eau de rinçage..... | 10min |
| Alcool 90%..... | 30 sec |
| Xylène..... | 20 min |

Résultats :

- Noyaux en bleu violet
- Cytoplasme en rose
- Les fibres de collagène en rose virant vers l'orange

Références biobibliographiques

Introduction

Annexes

Chapitre 1 : Données générales

Chapitre 2 : Matériels et méthodes

Chapitre 3 : Résultats et discussion

Conclusion et perspectives