

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE - ALGER

المدرسة الوطنية للبيطرة-الجزائر

PROJET DE FIN D'ETUDE

*EN VUE DE L'OBTENTION*

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

DETERMINATION DES CRITERES DE QUALITES  
DE LA CHAIR DE L'ALLACHE *Sardinella aurita*  
PAR ANALYSE MORPHOMETRIQUE DES  
MYOTOMES

*Présenté par : MEDDOUR Bachir*

*TABBOUCHE Walid*

*Soutenu le : 29 juin 2008*

Le jury :

Président : Mr. Bendeddouche B. Maitre de conférences à l'E.N.V.Alger

Promotrice : Mme. Zouambi A. Chargé de cours à l'E.N.V.Alger

Examinatrice : Mme. Haddadj F. Chargé de cours à l'E.N.V.Alger

Examineur : Mr. Harhoura K. Chargé de cours à l'E.N.V.Alger

Examinatrice: Mlle. Milla A. Chargé de cours à l'E.N.V. Alger

Année universitaire : 2007 /2008

## *Remerciements*

*Louange à Dieu, le miséricordieux, sans Lui rien de tout cela n'aurait pu être,*

*A travers ce mémoire, nous tenons à exprimer tous nos remerciements et toute notre gratitude à tous ceux qui nous ont aidé à mener ce modeste travail à terme.*

*A, Madame ZOUMBI Amina notre promotrice chargée de cours à l'ENV, nous la remercions pour avoir proposé ce thème, diriger notre travail et son aide précieuse, son amabilité, ses encouragements et ses conseils qui nous ont permis de mener à bien ce mémoire.*

*Qu'elle trouve ici l'expression de toute notre gratitude et notre profond respect.*

*Au Docteur BENDEDDOUCHE. Badi maître de conférence à l'ENV, de nous avoir honoré en acceptant la présidence de ce jury de notre projet fin d'études.*

*Qu'il trouve ici l'expression de notre respect.*

*Au Dr HARHOURA K, chargé de cours à l'ENV, Mme HADDADJ F. chargée de cours à l'ENV et Mlle MILLA A. chargée de cours à l'ENV d'avoir fait partie de ce jury et leurs bienveillances quant à l'examen de ce travail. D'autant plus que le délai accordé pour la lecture fut très limité.*

*Qu'ils trouvent ici l'expression de notre profond respect.*

*A monsieur ZOUMBI B. pour ses recommandations précieuses, hommages respectueux,*

*Nous remercions vivement les personnels de la salle d'informatique, le laboratoire de l'anatomie pathologique et de la bibliothèque.*

*Sans oublier les vétérinaires de la pêcherie d'Alger et les pêcheurs.*

*Enfin, nous remercions tous ceux qui nous ont encouragé tout au long de notre parcours et ceux qui ont contribué à notre formation mais que nous n'avons pas cités.*

## **Dédicaces**

*Au nom de Dieu le tout puissant et le très miséricordieux par la grâce duquel  
j'ai pu réaliser ce modeste travail que je dédie :*

*A mon très cher père AMAR, ma très chère mère HAYET, pour avoir  
toujours cru en moi, et qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de mes  
études, que Dieu les gardes pour moi et leur procure santé et longue vie.*

*A ma deuxième famille (la famille TABBOUCHE) EL HAJE, EL HAJA,  
BADRO et WALID vraiment c'est ma deuxième famille.*

*A mes frères bien aimés ADEL et son épouse et son petit (SERADJ),  
BACEM, ANOUAR et SIF.*

*A mes chères sœurs MAHIRA et son époux et son petit (DIAA) et AMIRA.*

*A tous les membres de ma famille : oncles surtout ALI, tentes surtout  
ARDJOUNA, cousins et cousines.*

*A mes amis d'Alger : AISSA, NAZIM, KAMEL, SOFIANE, ABD EL  
NOUR, YUCEF, BILAL, AMINE, BADRO, IMAD, CHAFIK,  
OTHMAN, HAMZA et ABD ALLAH.*

*A mes amis de Ras El Oued : NADIR, KHALIL, RAMZI, FOUZI, ABD  
ALLAH, FATEH, AZOUZ, et MUSTAPHA.*

*A mon binôme, frère, et ami WALID.*

*A tous le groupe V 4ème et 5ème année.*

*A tous le personnel de l'ENV surtout LAAMRI, KHALED, MESLMI et  
FAIZA.*

*A tous mes amis (es) de la 31ème promotion et toutes personnes qui connaît  
et aime EL BECH*

**.BACHIR**

## **Dédicace**

*Préalablement je remercie Dieu de m'avoir aidé à terminer mon cycle d'étude.*

*Je dédie ce modeste travail à tous ceux qui me sont chers.*

*A mes chers parents CHERIF et NASSIRA, pour avoir toujours cru en moi, et qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de mes études, que Dieu les garde pour moi et leur procure santé et longue vie.*

*A mon frère l'unique et le seul BADRO.*

*A ma deuxième famille : Khali FATEH, Khalti SABIHA, KENZA, NASSIM, NAFISSA et AMAR, qui m'ont aidés aussi tout au long de mes études.*

*A la mémoire de mon grand père ALAOUA et mon oncle LOTFI.*

*A mon grand père BABA CHIKH et mes grandes mères MA LHAJA et MA RBIHA.*

*A mes oncles : ABD ELLAH, TAYEB, NACER EDDINE, BADOU, FETH NOUR et leurs épouses.*

*A mes tantes : HOURIA, SAIDA, NAIMA, NADIA, KARIMA, SALIHA et leurs époux.*

*A tous mes cousins et cousines.*

*A mon aimable ami et mon binôme BACHIR.*

*A tous mes amis à BORDJ.*

*A mes collègues du groupe VII 4<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> années*

*A tous mes amis, collègues de l'école nationale vétérinaire surtout ceux des promotions 2005, 2006, 2007 et 2008.*

**WALID**

# *Sommaire*

	<b>Page</b>
<b>INTRODUCTION</b> .....	1
 <b>Partie bibliographique</b>  	
<b>I. La pêche en Algérie</b> .....	2
<b>II. Aperçus sur les différentes techniques d’appréciation de la qualité des viandes</b> .....	2
<b>II.1. Evaluation subjective de l’état de fraîcheur</b> .....	2
<b>II.1.1. Caractéristiques des poissons frais</b> .....	2
<b>II.1.2. Variation de l’état de fraîcheur selon El Okki, 2004</b> .....	3
<b>II.1.2.1. Selon l’espèce</b> .....	3
<b>II.1.2.2. Selon l’habitat</b> .....	3
<b>II.1.2.3. Selon le type de pêche</b> .....	4
<b>II.1.2.4. Selon les saisons</b> .....	4
<b>II.1.2.5. Selon les manipulations subies à bord et au débarquement</b> .....	4
<b>II.1.3. Brème de cotation de fraîcheur européen des poissons</b> .....	4
<b>II.2. Evaluation objective de l’état de fraîcheur</b> .....	6
<b>II.2.1. Méthodes physiques</b> .....	6
<b>II.2.1.1. Appareils de mesure</b> .....	6
<b>II.2.1.2. Test des acides ou mesure de pH</b> .....	7
<b>II.2.2. Les méthodes chimiques les plus utilisées</b> .....	7
<b>II.2.2.1. L’ammoniaque</b> .....	7
<b>II.2.2.2. Dosage des Azotes Basiques Volatiles Totales (ABVT)</b> .....	8
<b>II.2.2.3. Dosage de TMA (triméthylamine)</b> .....	8
<b>II.2.2.4. Amines biogènes</b> .....	9
<b>II.2.2.5. L’indole</b> .....	9
<b>II.2.3. Méthodes bactériologiques</b> .....	9
 <b>III. Généralités sur le muscle</b> .....	 10
<b>III.1. Structure générales du muscle</b> .....	10
<b>III.1.1. Description histologique</b> .....	10
<b>III.1.2. Les différents types des fibres musculaires striées squelettiques</b> .....	12

	<b>Page</b>
<b>III.2.</b> Aperçu général sur la structure musculaire chez les poissons.....	12
<b>III.2.1.</b> Disposition anatomique générale de la chair de poisson.....	12
<b>III.2.1.1.</b> Les muscles dit grands latéraux.....	13
<b>III.2.1.2.</b> Les muscles rouges.....	13
<b>III.2.1.3.</b> Les muscles commandant les nageoires.....	13
<b>III.2.1.4.</b> Le tissu conjonctif.....	13
<b>III.2.2.</b> Diversité des fibres musculaires chez les poissons.....	14
<b>IV. Evolution de la chair de poisson après la capture.....</b>	<b>15</b>
<b>V. Quelques techniques utilisées pour l'étude des myotomes chez les poissons.....</b>	<b>16</b>
<b>VI. Caractéristiques morphométriques.....</b>	<b>16</b>

### **Partie expérimentale**

<b>Objectif.....</b>	<b>18</b>
<b>I. Matériels et méthodes.....</b>	<b>18</b>
<b>I.1. Échantillonnage.....</b>	<b>18</b>
<b>I.1.1. Classification du poisson utilisé.....</b>	<b>19</b>
<b>I.1.2. Mode d'échantillonnages.....</b>	<b>19</b>
<b>I.1.3. Techniques de prélèvement.....</b>	<b>19</b>
<b>I.2. Préparations des lames histologiques.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.1. La préparation des tissus.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2. Coloration topographique à Hemalum Eosine.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.1. Principe.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.2. Réactifs.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.3. Mode opératoire.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.3.1. Déparaffinage.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.3.2. Hydratation.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.3.3. Coloration.....</b>	<b>20</b>
<b>I.2.2.3.4. Déshydratation.....</b>	<b>21</b>
<b>I.2.2.3.5. Eclaircissement.....</b>	<b>21</b>

	<b>Pages</b>
<b>I.2.2.3.6. Montage</b> .....	21
<b>I.3. Observation</b> .....	21
<b>I.4. Analyses d'images</b> .....	21
<b>II. Exploitation et traitement des données</b> .....	21
<b>II.1. Exploitations des lames</b> .....	21
<b>II.2. Traitements des données et étude statistique</b> .....	22
<b>II.2.1. Test de normalité Kolmogorov-Smirnov</b> .....	22
<b>III. Résultat et discussion</b> .....	23
<b>III.1. Pour le muscle rouge</b> .....	23
<b>III.1.1. Test de normalité</b> .....	23
<b>III.1.2. Statistique descriptive: RT1; RT2; RT3; RT4</b> .....	24
<b>III.1.3. Comparaison des diamètres moyens du muscle rouges</b> .....	24
<b>III.1.3.1. Comparaison des moyennes RT1 ; RT2</b> .....	24
<b>III.1.3.2. Comparaison entre les moyennes RT1 ; RT3</b> .....	25
<b>III.1.3.3. Comparaison entre les moyennes RT1 ; RT4</b> .....	25
<b>III.1.3.4. Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT3</b> .....	26
<b>III.1.3.5. Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT4</b> .....	26
<b>III.1.3.6. Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT4</b> .....	27
<b>III.1.4. Evolution du diamètre du muscle rouge en fonction du temps</b> .....	28
<b>III.1.5. Discussion</b> .....	29
<b>III.2. Pour le muscle blanc</b> .....	30
<b>III.2.1. Test de normalité</b> .....	30
<b>III.2.2. Statistique descriptive: BT1; BT2; BT3; BT4</b> .....	31
<b>III.2.3. Comparaison des diamètres moyens du muscle blanc</b> .....	31
<b>III.2.3.1. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT2</b> .....	31
<b>III.2.3.2. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT3</b> .....	32
<b>III.2.3.3. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT4</b> .....	32
<b>III.2.3.4. Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT3</b> .....	33
<b>III.2.3.5. Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT4</b> .....	33
<b>III.2.3.6. Comparaison entre les moyennes BT3 ; BT4</b> .....	34
<b>III.2.4. Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps</b> .....	35
<b>III.2.5. Discussion</b> .....	36

## Pages

<b>III.3.</b> Corrélation entre évolution des fibre rouge et blanche en fonction du temps.....	36
<b>III.3.</b> Pour le tissu conjonctif.....	37
<b>III.3.1.</b> Test de normalité.....	37
<b>III.3.2.</b> Statistique descriptive: CT1; CT2; CT3; CT4.....	38
<b>III.3.3.</b> Comparaison des espaces entre les fibres blanches (tissu conjonctif).....	39
<b>III.3.3.1.</b> Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT2.....	39
<b>III.3.3.2.</b> Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT3.....	39
<b>III.3.3.3.</b> Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT4.....	39
<b>III.3.3.4.</b> Comparaison entre les moyennes CT2 ; CT3.....	39
<b>III.3.3.5.</b> Comparaison entre les moyennes CT2 ; CT4.....	39
<b>III.3.3.6.</b> Comparaison entre les moyennes CT3 ; CT4.....	39
<b>III.3.4.</b> Evolution de la distance entre les fibres musculaire blanche en fonction du temps.....	41
<b>III.3.5.</b> Discussion.....	41
<b>III.4.</b> Evolution de l'ensembles des structures histologiques étudier en fonction du temps.....	42
<b>IV. Conclusion</b> .....	43

## *La liste des abréviations*

**A°** : Concentration de l'alcool.

**ABVT** : Azote basique volatile totale.

**AOAC** : Association of Official Analytical Chemists.

**BT1** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 1.

**BT2** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 2.

**BT2** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 3.

**BT3** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 4.

**°C** : degré celsius.

**CE** : Communauté économique européenne.

**CT1** : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 1.

**CT2** : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 2.

**CT3** : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 3.

**CT4** : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 4.

**FAO** : Food and Agriculture Organization.

**H0**: hypothèse nulle.

**I.I.F** : Institut international du froid.

**Ks** : coefficient de Kolmogorov-Smirnov.

**Ktab**: coefficient de Kolmogorov-Smirnov lu sur la table.

**M.P.R.H** : Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques.

**OTMA** : Oxyde de Triméthylamine.

**pH** : potentiel d'hydrogène.

**RT1** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 1.

**RT2** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 2.

**RT2** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 3.

**RT3** : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 4.

**Min** : minute.

## *La liste des tableaux*

<b>Tableaux</b>	<b>page</b>
<b>Tableau 1 :</b> Barème de cotation de fraîcheur européen des poissons bleus.....	4
<b>Tableau 2 :</b> Les valeurs cibles d'altération du poisson.....	8
<b>Tableau 3 :</b> Les valeurs cibles du dosage de la T.M.A.....	8
<b>Tableau 4 :</b> Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes.....	16
<b>Tableau 5 :</b> Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes.....	17
<b>Tableau 6 :</b> Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps.....	25
<b>Tableau 7 :</b> Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps.....	30
<b>Tableau 8 :</b> Evolution de la distance entre les fibres musculaires blanches en fonction du temps.....	35

## *La liste des figures*

<b>Figures</b>	<b>page</b>
<b>Figure 1</b> : graphe de probabilité RT1 (normale).....	22
<b>Figure 2</b> : graphe de probabilité RT2 (normale).....	22
<b>Figure 3</b> : graphe de probabilité RT3 (normale).....	22
<b>Figure 4</b> : graphe de probabilité RT4 (normale).....	22
<b>Figure 5</b> : Boxplot de RT1 ; RT2.....	24
<b>Figure 6</b> : Boxplot de RT1 ; RT3.....	24
<b>Figure 7</b> : Boxplot de RT1 ; RT4.....	25
<b>Figure 8</b> : Boxplot de RT2 ; RT3.....	25
<b>Figure 9</b> : Boxplot de RT2 ; RT4.....	25
<b>Figure 10</b> : Boxplot de RT3 ; RT4.....	25
<b>Figure 11</b> : Evolution du diamètre du muscle rouge en fonction du temps.....	26
<b>Figure 12</b> : graphe de probabilité BT1 (normale).....	27
<b>Figure 13</b> : graphe de probabilité BT2 (normale).....	27
<b>Figure 14</b> : graphe de probabilité BT3 (normale).....	27
<b>Figure 15</b> : graphe de probabilité BT4 (normale).....	27
<b>Figure 16</b> : Boxplot de BT1 ; BT2.....	29
<b>Figure 17</b> : Boxplot de BT1 ; BT3.....	29
<b>Figure 18</b> : Boxplot de BT1 ; BT4.....	29
<b>Figure 19</b> : Boxplot de BT2 ; BT3.....	29
<b>Figure 20</b> : Boxplot de BT2 ; BT4.....	30
<b>Figure 21</b> : Boxplot de BT3 ; BT4.....	30
<b>Figure 22</b> : Evolution du diamètre du muscle blanc en fonction du temps.....	30
<b>Figure 23</b> : Evolution des deux types de muscle en fonction du temps.....	31
<b>Figure 24</b> : graphe de probabilité CT1 (normale).....	32
<b>Figure 25</b> : graphe de probabilité CT2 (normale).....	32
<b>Figure 26</b> : graphe de probabilité CT3 (normale).....	32
<b>Figure 27</b> : graphe de probabilité CT4 (normale).....	32
<b>Figure 28</b> : Boxplot de CT1 ; CT2.....	34
<b>Figure 29</b> : Boxplot de CT1 ; CT3.....	34
<b>Figure 30</b> : Boxplot de CT1 ; CT4.....	35
<b>Figure 31</b> : Boxplot de CT2 ; CT3.....	35
<b>Figure 32</b> : Boxplot de CT2 ; CT4.....	35
<b>Figure 33</b> : Boxplot de CT3 ; CT4.....	35
<b>Figure 34</b> : Evolution de la distance entre les fibres en fonction du temps.....	36
<b>Figure 35</b> : évolution des différentes structures histologiques.....	37

## *La liste des photos*

<b>Photos</b>	<b>Page</b>
<b>Photo 1</b> : L ' Efish, l'analyseur et le renifleur de poisson.....	6
<b>Photo 2</b> : Aspect macroscopique du muscle squelettique.....	10
<b>Photo 3</b> : Description histologique.....	11
<b>Photo 4</b> : Disposition et types de fibres.....	14
<b>Photo 5</b> : Forme des myotomes chez le saumon.....	16

## Introduction

Le marché national connaît de nos jours un engouement important pour les denrées de la mer, et ceux pour de multiples raisons notamment la rareté de ces produits, leur qualité gastronomique et la forte demande enregistrée.

D'autres facteurs sont aussi mis en cause à savoir, la démographie galopante et le souci d'assurer une ressource protéique pour la population.

Cette situation a généré la promotion des élevages aquacoles, la transformation et la conservation du poisson qui deviennent le cheval de bataille dans l'industrie de la pêche.

Dans cette course, pour la réussite de ce challenge, le facteur le plus important et le plus déterminant est la qualité du produit.

Cependant, la qualité de la viande en générale, comme celle des autres aliments tourne autour de quatre composantes principales à savoir :

- la qualité organoleptique,
- la qualité sanitaire (hygiénique),
- la qualité nutritive,
- la qualité de service « d'usage ».

En sécurité sanitaire des aliments, le but est d'assurer des aliments de bonnes qualités sanitaires et nutritives, sans négliger la qualité organoleptique qui est souvent détectable par le consommateur lui-même.

Mais il y a une certaine catégorie de consommateurs qui cherchent une autre composante de la qualité à savoir la fraîcheur du produit, dans le cas des viandes et des poissons.

Pour répondre à cette attente il faut investir dans la surveillance des premières modifications qui s'effectuent dans la viande dès la mort de l'animal ; en recherchant un outil fiable rapide et à moindre coût.

Notre travail est basé sur la détermination des critères de qualités de la chair d'un poisson pêché en Algérie (*Sardinella aurita*) appelé communément l'Allache ; en faisant recours au laboratoire d'histologie ; dans l'espoir de trouver un moyen rapide, facile, et qui nécessite peu de moyens à coté du lourd et coûteux matériels qu'utilise le laboratoire de physicochimie ; et la lenteur des techniques utilisées en laboratoire de microbiologie.

Les recommandations et objectifs qui émergeront de notre travail seront liés aux résultats que nous espérons obtenir puisque notre tentative histologique reste parmi les axes les moins prospectés dans le monde de la qualité.

## **I. Pêche en Algérie**

L'Algérie est pourvue d'une superficie de pêche qui est estimée à 1600.000 hectares, dont 1,4 millions d'hectares connus et 205.500 hectares nouvellement prospectés, qui présentent un stock halieutique non négligeable. Les ressources des petits pélagiques ont été estimées à 187.000 tonnes. (M.P.R.H., 2003)

Cette ressource ouvre les portes au développement de ce secteur dans notre pays. En effet, vu l'accroissement démographique et le désir de faire face à la forte augmentation du taux de chômage des jeunes, les autorités s'intéressent de plus en plus à cette ressource et à la possibilité d'exploiter de façon plus rationnelle ces richesses, en se basant pour une bonne part sur l'emploi des bateaux, des engins et des équipements perfectionnés et en particulier, sur l'utilisation de dispositifs électroniques de repérage ainsi que sur le perfectionnement des techniques de la pêche.

La pêche en Algérie intéresse deux grandes catégories de poissons :

- Le poisson bleu : environ 90% de la pêche dont 90% représenté par la sardine.
- Le poisson blanc et les crustacées : représente 10% ; c'est la raison essentielle qui explique leurs prix élevé sur le marché. (M.P.R.H., 2003)

## **II. Aperçus sur les différentes techniques d'appréciation de la qualité des viandes**

En raison de la rapidité de l'évolution post mortem du muscle du poisson, l'évaluation de la fraîcheur est le point le plus important de l'estimation de la qualité du poisson non conservé ; c'est-à-dire non fumé, non salé et hors du congélateur ou du réfrigérateur.

Les méthodes organoleptiques sensorielles basées sur les caractéristiques anatomiques de fraîcheur, bien que subjectives, restent les plus utilisées par rapport aux méthodes objectives de laboratoire ; pour des raisons de rapidité de diagnostic, bien qu'elles restent souvent contestées lors des litiges.

Les méthodes objectives sont des méthodes instrumentales physiques, chimiques ou bactériologiques. En effet, ces dernières sont difficilement applicables dans la pratique courante de l'inspection, au niveau des ports de pêche, des marchés ou chez les détaillants pour une raison simple : le délai d'attente souvent trop long au regard de la rapidité d'évolution du muscle du poisson post mortem. Elles restent cependant applicables pour le poisson conservé (par congélation, salaison, fumage ou séchage). (I.I.F., 2002)

### **II.1. Evaluation subjective de l'état de fraîcheur**

#### **II.1.1. Caractéristiques des poissons frais**

Le poisson frais présente les caractères suivants :

- Une faible odeur de marée,
- Le corps rigide (le doigt ne reste pas marqué),

- La peau et les écailles brillantes, adhérentes,
- La paroi abdominale ferme,
- L'anus clos,
- L'œil saillant remplissant l'orbite,
- La pupille noire, la cornée transparente et l'iris jamais rouge,
- Les branchies doivent être rouges brillantes et se séparent très difficilement de la chair,
- L'arrête médiane des branchies ne doit pas contenir de sang.

L'évaluation de la qualité se fait principalement par un examen organoleptique qui est subjectif, non quantifiable, mais essentiel pour évaluer la fraîcheur des produits de la mer. Le tableau de cotation utilisé au niveau de la CE permet une classification en catégories. (I.I.F., 2002)

## **II.1.2. Variation de l'état de fraîcheur selon El Okki, 2004**

### **II.1.2.1. Selon l'espèce**

- L'odeur d'ammoniac est normale chez la raie et le chien de mer.
- La couleur est un caractère très variable : chez le rouget, la teinte typique peut disparaître chez le poisson frais, alors que chez le thon rouge l'atténuation de la teinte est l'indice d'un manque de fraîcheur.
- La perte d'écaille chez le hareng n'est pas un critère d'altération. Par contre la présence d'écaille sur la sardine est considérée comme un test de fraîcheur dans l'industrie de conserve.
- La peau très adhérente chez la sole est le meilleur indice de fraîcheur ; dès qu'elle se détache facilement, l'altération a commencé. Chez la truite, même fraîchement pêchée, la peau est très gluante et glisse quand on la prend dans la main.
- L'œil peut être opaque et enfoncé chez la morue ou blanc chez le mullet frais. Chez le rouget et le pageot il est complètement rouge.
- La chair est rouge chez le thon rouge.
- 

### **II.1.2.2. Selon l'habitat**

Les poissons vivant sur fonds rocheux, sableux ou en eaux courantes, ont une chair plus savoureuse. Alors que sur fonds vaseux, en eaux stagnantes, dans les étangs, à proximité des ports, l'aspect est terne et la disparition des caractères de fraîcheur est rapide

### **II.1.2.3. Selon le type de pêche**

Les poissons les moins abîmés sont ceux pêchés à la ligne pour lesquels la rigor mortis se produit immédiatement. Ils sont plus brillants et plus rigides. Puis viennent les poissons pêchés au filet,

homogènes mais fatigués, écaillés, les oies plus ou moins arrachées et enfin les poissons de traîne, de chalut, pêches moins sélectives ou les poissons se débattent, meurent lentement et peuvent en conséquence ne pas présenter les caractéristiques de fraîcheur sitôt leur sortie de l'eau.

#### **II.1.2.4. Selon les saisons**

En été le poisson est plus sec, plus mat, plus pale, plus facilement putrescible. En hiver, il garde plus longtemps les caractéristiques normales de fraîcheur.

#### **II.1.2.5. Selon les manipulations subies à bord et au débarquement**

La contamination apparaît à bord par les manipulations diverses et le conditionnement. L'état du poisson est influencé par l'importance du tonnage, la relative exigüité des chambres frigorifiques et surtout par l'empilement défectueux des caisses qui contrarient la libre circulation de l'air autour des poissons.

#### **II.1.3. Barème de cotation de fraîcheur européen des poissons**

Le règlement CE du 26 novembre 1996 modifié; impose le classement de certains produits de la pêche en lots par catégorie de fraîcheur : Extra, A ou B.

Les autres lots qui ne peuvent être classés, même en B, pour insuffisance de fraîcheur sont reconnus « non admis », c'est-à-dire qu'ils ne peuvent pas être commercialisés pour la consommation humaine et sont saisis. (F.A.O.,1999)

Le champ d'application du règlement est limité à la première mise à la vente et à la première vente seulement. (HOLVOET C. et al., 2001)

L'évaluation se fait par un groupe de personnes dit « **panel** ». Il est composé par des techniciens de la pêche et essentiellement par des inspecteurs vétérinaires formés pour cela.

Beaucoup de limites sont constatées dans ce type d'inspection et l'une des plus importantes est le facteur humain. En effet les appréciations sont souvent différentes d'un individu à l'autre malgré l'existence d'un barème préétabli. (Tableau 1)

**Tableau 1: Barème de cotation de fraîcheur européen des poissons bleus  
(HOLVOET C. et al., 2001).**

Caractères observés sur le poisson	Catégories de fraîcheur			Non admis
	Extra	A	B	
<b>Peau (2)</b>	Pigmentation vive. Couleurs vives, brillantes et iridescentes. Nette différence entre surfaces dorsale et ventrale.	Perte d'éclat et de brillance. Couleur plus fade. Moins de différence entre les surfaces dorsale et ventrale.	Terne, sans éclat. Couleurs délavées. Peau plissée lorsqu'on courbe le poisson.	Pigmentation très terne. Peau se détache de la chair (1).
<b>Mucus cutané</b>	Aqueux, transparent.	Légèrement trouble	laiteux	Gris, jaunâtre opaque (1).
<b>Œil</b> <b>Œil</b>	Convexe (tombé) Pupille bleu noire, brillante. Paupière transparente.	Convexe et légèrement affaissé. pupille foncée. Cornée légèrement opalescente.	Plat. Pupille voilée. extravasation sanguine autour de l'œil.	Concave au centre. Pupille grise. Cornée laiteuse (1)
<b>Branchies (2)</b>	Rouges vives à pourpres uniformément. Pas de mucus.	Couleurs moins vives, plus pales sur les bords. Mucus transparent.	S'épaississent, Se décolorent. Mucus opaque.	Jaunâtres. Mucus laiteux (1).
<b>Consistance de la chair (2)</b>	Très ferme, rigide.	Assez rigide, ferme.	Un peu molle.	Molle flasque (1).
<b>Opercules</b>	Argentés.	Argentés, légèrement teintés de rouge ou de brun.	Brunissement et extravasations sanguines étendues.	Jaunâtres (1).
<b>Odeur des branchies</b>	D'algues marines fraîches. Acre, iodée.	Absence d'odeur ou odeur d'algues marines. Odeur neutre.	Odeur grasse (3) un peu sulfureuse, de lard rance ou de fruit pourri.	Odeur aigre de putréfaction (1).

(1) : ou dans un état de décomposition plus avancé

(2) : pour le hareng et le maquereau conservé en eau de mer et réfrigéré les critères de la colonne A s'applique aussi à la catégorie extra.

(3) : le poisson conservé dans la glace a une odeur rance avant d'avoir une odeur défraîchie, c'est conservé en eau de mer réfrigérée.

## **II.2. Evaluation objective de l'état de fraîcheur**

### **II.2.1. Méthodes physiques**

#### **II.2.1.1. Appareils de mesure**

Les propriétés électriques de la peau et des tissus des espèces animales se modifient après la mort. Sur la base de ce phénomène de nombreuses tentatives ont été faites en vue d'établir un lien entre les changements de la différence de potentiel du muscle de poisson en période post mortem et d'éventuelles altérations.

En 1975, Jason et Richard, après de nombreuses difficultés, ont mis au point un appareil fiable ; il s'agit du Torrymètre GR. Son principe est de mesurer l'activité électrique de l'animal. Cependant, l'instrument d'après les recherches effectuées par H.Husse, 1999 ; n'est capable de mesurer que la fraîcheur d'un poisson à la fois. Donc toute conclusion sur l'ensemble du lot à inspecter n'est qu'une inférence sur l'ensemble d'où les limites de la technique et ses insuffisances.

D'autres instruments sont capables de mesurer des paramètres faisant partie du profil sensoriel à titre d'exemple :

- L'Instron et le Rhéomètre Bohlin pour mesurer la texture et d'autres propriétés rhéologiques. (Nanto et al., 1993).
- Le e.fish instrument conçu par le campus de l'université de la Rochelle en 2005, il s'agit d'un nez artificiel pour évaluer le profil d'odeur. (Photo 1)



**Photo 1 : L'eFISH, l'analyseur et le renifleur de poisson...**

**(Crédits : université de La Rochelle)**

### **II.2.1.2. Test des acides ou mesure de pH**

Le pH de la chair du poisson vivant est neutre, soit égal à 7. Après la mort, la chair du poisson s'acidifie puisque les sucres présents dans les muscles se transforment en acides, on se trouve dans la phase de rigor mortis. Ces acides sont ensuite dégradés, et le pH remonte.

Les mesures sont effectuées avec un ph-mètre, en plaçant les électrodes (verre calomel) soit directement à l'intérieur de la chair, soit dans l'eau distillée.

Cependant l'opérateur doit tenir compte du fait que les valeurs du pH au niveau de la phase rigor mortis sont spécifiques à chaque espèce.

De plus l'apparition et la durée de la rigidité cadavérique est fonction de plusieurs facteurs :

- L'espèce.
- La taille de poisson.
- Les méthodes de la capture du poisson (techniques de pêche).
- La manutention après la capture.
- La température.

Sur ces constats, il semble très difficile d'utiliser ce test pour apprécier les critères de qualité puisque les données sont très variables. (I.I.F., 2002)

### **II.2.2. Méthodes chimiques les plus utilisées**

Pour évaluer l'état de fraîcheur du poisson un certain nombre d'épreuves chimiques sont utilisées pour mettre en évidence les premiers signes de la perte de sa qualité ; mais peu sont rigoureusement reproductibles et confirment l'examen organoleptique notamment lorsqu'il s'agit de la flaveur.

#### **II.2.2.1. Ammoniaque**

L'ammoniaque est formée par :

- La dégradation bactérienne
- La désamination des protéines des peptides et des amines
- Les catabolites des nucléotides.
- Les composés azotés volatiles basiques associés à l'altération du produit. (Zelagui., 2007)

La recherche de l'ammoniaque est l'un des premiers tests utilisé pour l'appréciation de l'état de fraîcheur. Mais on s'est très vite aperçu qu'il ne révèle qu'un état de putréfaction réelle et avancée, car l'augmentation significative de l'ammoniaque s'observe à partir du deuxième ou troisième jour du début d'altération.

D'où la conclusion que le test de la recherche d'ammoniaque est un indicateur d'une dégradation finale des poissons (H. Huss, 1999).

### **II.2.2.2. Dosage des Azotes Basiques Volatiles Totales (ABVT)**

Le dosage de l'ABVT est une des méthodes les plus anciennement utilisées pour apprécier l'altération de poisson. (Tableau 2).

Le principe consiste à doser l'azote basique volatile contenu dans la viande de manière générale.

En sachant que l'ensemble de cet azote volatile provient de :

- La TMA (triméthylamine) produite par les bactéries d'altération.
- Diméthylamine produite par les enzymes autolytiques des bactéries.
- L'ammoniaque produite par la désamination des acides aminés et des catabolites de nucléotides et autres composés azotés volatiles basiques associés à l'altération des produits de la mer.

Bien que les analyses d'ABVT soient relativement simples à effectuer, elles reflètent surtout les dernières étapes de l'altération et ne sont pas généralement fiables pour mesurer l'altération. On doit cependant garder à l'esprit que les valeurs d'ABVT ne reflètent pas le mode d'altération dû aux bactéries. (FAO., 1999)

Les valeurs cibles d'altération du poisson sont résumées dans le tableau suivant :

**Tableau 2 : Les valeurs cibles d'altération du poisson. (Décret 99/158)**

Catégories	Taux d'ABVT (N mg gaz/100gr)
Extra	Inférieur à 20
A	20-30
B	30-40
Impropre	Supérieur à 40

### **II.2.2.3. Dosage de TMA (triméthylamine)**

C'est une amine volatile à odeur forte souvent associée à l'odeur typique de produit de la mer qui se dégrade. Sa présence dans le poisson en cours d'altération est due à la réduction bactérienne de l'oxyde de triméthylamine (OTMA) qui est présent naturellement dans le tissu vivant de plusieurs espèces de poissons marins. (FAO., 1999)

Bien que l'on pense que la TMA est produite par l'action des bactéries d'altération, des études entre la corrélation qui peut exister entre sa quantité et les dénombrements bactériens n'est pas souvent très bonne. (Zouambi B., 2008)

On a constaté que pour un même nombre de bactéries ; la quantité de triméthylamine dû à la présence de « bactéries d'altération » tel que *Photobactérium phosphoreum* peut être 10 à 100 fois plus que dans un produit renfermant d'autres bactéries d'altération bien connues (ex. *Shewanella putrefaciens*). (Zelagui R, 2007)

Les valeurs cibles du dosage de la TMA sont résumées dans le tableau suivant :

**Tableau 3 : Les valeurs cibles du dosage de la T.M.A (Décret 99/158)**

Etat de fraîcheur	Taux de T.M.A (N mg gaz/100gr)
Très bonne fraîcheur	Inférieur à 1.
Bonne fraîcheur	1 à 3.
Fraîcheur intermédiaire	3 à 5.
Fraîcheur modérée	5 à 6.
Impropre	Supérieur à 6.

#### **II.2.2.4. Amines biogènes**

La plupart des bactéries d'altérations possèdent une activité décarboxylase qui produit de l'histamine, la putrescine, la cadavérine et la tyramine par décarboxylation respective de l'histidine, l'ornithine, la lysine et la tyrosine. (AOAC., 1995)

Le dosage de l'histamine a été proposé en 1939 par IGARASI et depuis il fait l'objet de nombreuses études. (El- Okki, 2004)

Avec les substances analogues elles ont attiré l'attention depuis leur implication dans les accidents d'empoisonnement en rapport avec la consommation de thon et du maquereau. (AOAC., 1995)

Leur dosage a été proposé comme indice de décomposition. Cependant il faut être très prudent dans l'interprétation, car quelques milligrammes d'histamine pour 100 grammes de chair sont déjà un signe d'altération. (FAO., 1999)

De plus des interférences telles que la présence d'histidine perturbent souvent les dosages (Staruskiewics et al., 1977).

La FAO ne propose d'utiliser ce dosage que pour les produits finis, exemple en conserveries, car les amines biogènes sont stables aux traitements thermiques. (Zouambi B., 2002)

#### **II.2.2.5. L'indole**

Si l'indole est décelé dans le poisson frais, il ne s'y trouve qu'en quantité minimale. Les doses notables ne se rencontrent que dans le poisson altéré. (El Okki, 2004)

### II.2.3. Méthodes bactériologiques

L'analyse bactériologique permet d'avoir une indication sur l'état de fraîcheur, par le dénombrement des germes pathogènes. Ces derniers appartiennent essentiellement à la flore mésophile aérobie.

L'analyse permet également d'apprécier la qualité hygiénique et l'éventuelle toxicité ou risque de contamination des aliments.

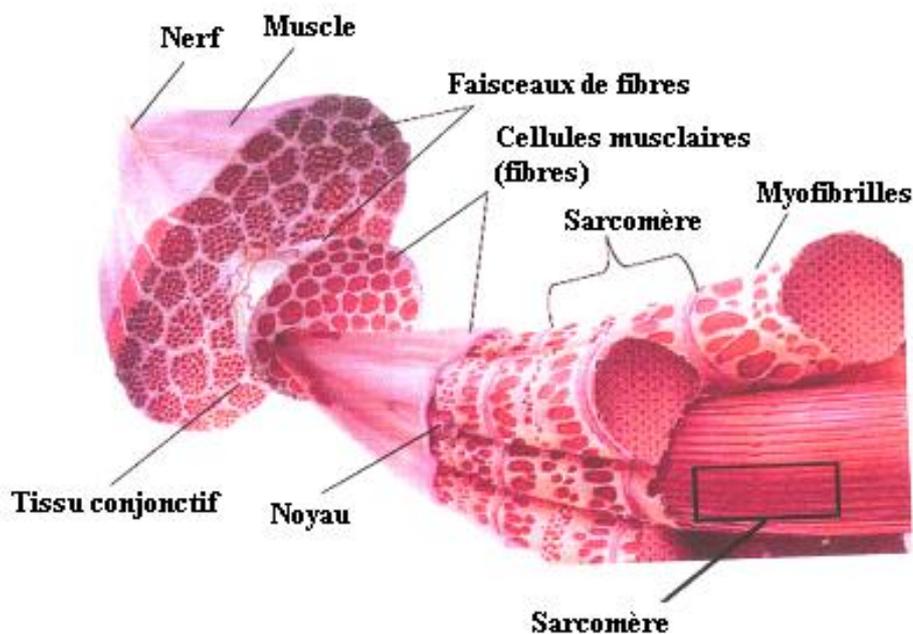
Cependant, les délais d'attente qui sont autour de soixante douze (72) heures font que les méthodes bactériologiques ne peuvent pas être utilisées que pour le poisson conservé ou dans le cas d'expertise lorsque le poisson est mis en cause lors d'intoxication alimentaire . (FAO., 1999)

### III. Généralités sur le muscle

La viande est le résultat de l'évolution post mortem du tissu musculaire squelettique strié et du tissu adipeux.

La connaissance de la structure de ces tissus est donc indispensable à la compréhension des mécanismes responsables de la fraîcheur du produit.

#### III.1. Structure générales du muscle (Photo 2)



**Photo 2 : Aspect macroscopique du muscle squelettique (Chéret Romuald., 2005)**

### III.1.1. Description histologique

Le tissu musculaire strié est formé de plusieurs éléments : (Gérard J, et al. 1988)

- Les cellules ou fibres musculaires, dont la longueur atteint plusieurs centimètres, et dont le diamètre est compris entre 10 et 100 $\mu$ m (Kaiser C., 1976). Elles contiennent plusieurs centaines de noyaux périphériques.
- Les cellules satellites, peu nombreuses, mononuclées, qui correspondent à des fibres embryonnaires.
- La charpente conjonctive, qui délimite des faisceaux de fibres parallèles et contient les éléments vasculo-nerveux.

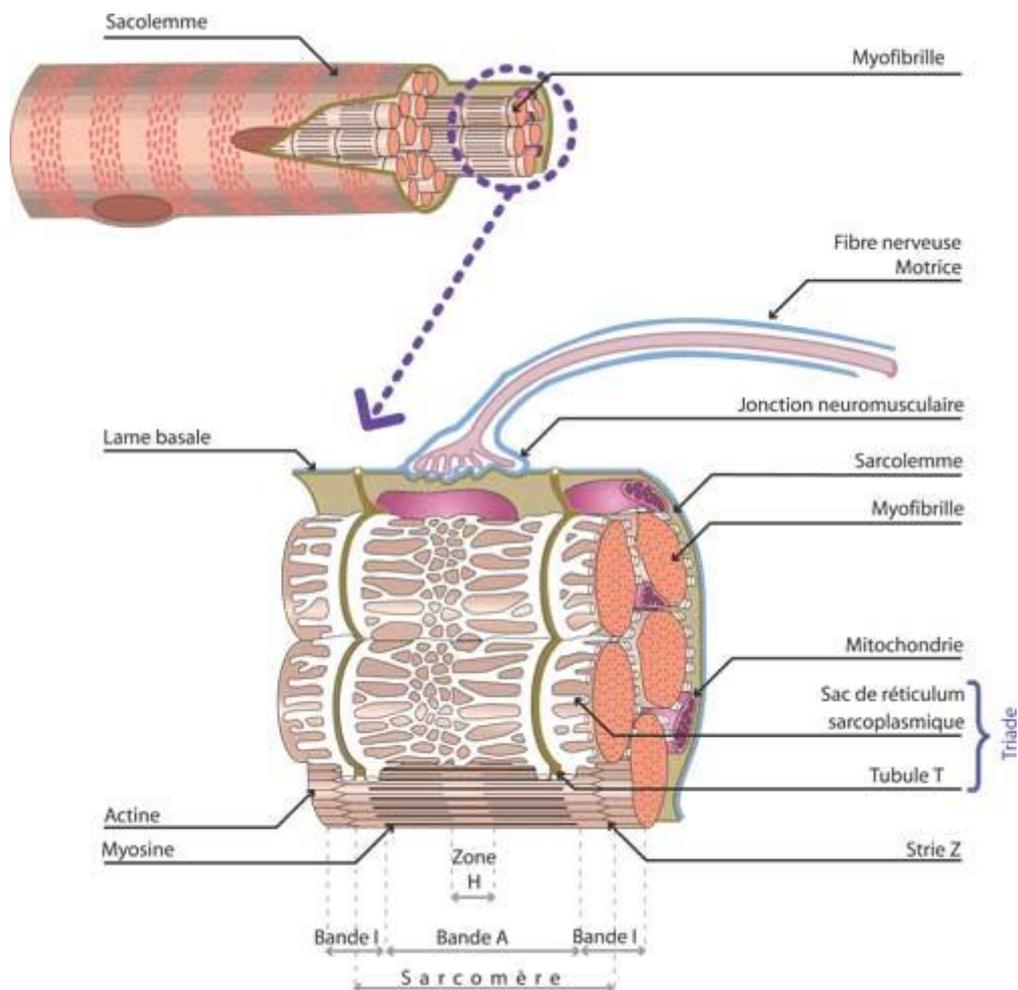
La fibre musculaire est limitée par le sarcolemme, c'est une membrane formée d'un feuillet externe : membrane basale, et d'un feuillet interne la membrane cytoplasmique.

Le sarcoplasme, au sein duquel se trouvent individualisées des formations spécifiques hautement différenciées : les myofibrilles et le réticulum sarcoplasmique.

Les myofibrilles sont des structures cylindriques complexes composées de groupes de filaments, ces myofibrilles représentent l'élément contractile de plusieurs myofilaments minces d'actine et épais de myosine.

La reproduction de ce motif structural conduit à une striation transversale caractéristique, visible en microscopie optique à fort grossissement dont l'agencement donne naissance à différents type de stries et bandes. C'est l'alternance répétée de bandes sombres anisotropes (ou disques A) et de bandes claires isotropes (ou disques I). Chaque disque I est séparé en deux par une cloison dense : la strie Z. ( Photo 3)

Le sarcomère est l'unité comprise entre deux stries Z. (Kathleen lemieux, 2003)



**Photo 3 : Description histologique (Kathleen lemieux, 2003)**

### III.1.2. Les différents types des fibres musculaires striées squelettiques

Dans la publication d'Ashmore et al. En 1974 ; nous avons pu synthétiser brièvement l'historique de la classification des fibres musculaires.

En 1874, Ranvier montre que la couleur rouge ou blanche d'un muscle est liée d'une part à l'abondance de sa vascularisation, d'autre part à l'apparence plus ou moins sombre ou granuleuse de ses fibres.

Par la suite Kaiser et Brooke, 1976 et Ashmore et Doerr, 1974 ; grâce aux techniques histochimiques et histoenzymatiques, mettant en évidence l'activité enzymatique des fibres musculaires (ATPasique) ainsi que leurs activités physiologiques ont proposé une classification du muscle squelettiques en trois types :

- Fibres à contraction lente (Fast twitch intermediate)
- Fibres rouges à contraction rapide (fast twitch red)
- Fibres blanches à contraction rapide (fast twitch white)

### III.2. Aperçu général sur la structure musculaire chez les poissons

Le muscle environ 35-40% du poids du poisson entier (lieu noir, merlan, cabillaud...) à 65-70% (hareng, carpe, anchois, vieille...).

Comparé au muscle des animaux à sang chaud, le muscle de poisson n'est pas très différent dans sa structure et son comportement. (Sainclivier M., 1983)

Il existe aussi chez les poissons 03 types de muscle :

- les muscles striés qui constituent l'essentiel de la chair de poisson,
- les muscles lisses qui constituent celle des mollusques,
- le muscle cardiaque dont la structure est plus ou moins intermédiaire entre les deux.

Les muscles qui composent la chair de poisson sont essentiellement squelettiques obéissant à la Classification citée dans la partie III.2.2 page 13.

### **III.2.1. Disposition anatomique générale de la chair de poisson**

Les muscles locomoteurs axiaux représentent 40 à 60 % de la masse corporelle totale des poissons adultes.

Ces muscles sont segmentés en myotomes qui ont la forme de W et qui s'emboîtent les uns dans les autres (photo 4) Les myotomes sont délimités par des myoseptes conjonctifs dans lesquels les fibres musculaires s'insèrent.

L'orientation des fibres dans les myotomes est complexe et varie à la fois selon l'axe longitudinal du poisson et selon la distance depuis la colonne vertébrale ; en général, les fibres superficielles sont parallèles à l'axe du corps alors que les fibres profondes forment des angles pouvant atteindre 40° avec l'axe longitudinal du poisson. (Alexander, 1969)

#### **III.2.1.1. Les muscles dits grands latéraux**

Ce sont deux muscles en forme de fuseaux disposés le long et de chaque côté de la colonne vertébrale.

Le nombre de myotomes constituant ces muscles correspond au nombre de vertèbres.

Leur forme est caractéristique de l'espèce de poisson et dépend aussi de son emplacement dans le muscle.

La structure est en relation avec la manière dont le poisson nage. (Sainclivier M., 1983)

#### **III.2.1.2. les muscles rouges**

Ils sont communément appelés muscle rouge bien qu'il ne présente pas les caractéristique de l'appellation décrite ci-dessus.

Ils se situent sous la peau, sur les flancs le long des deux lignes médianes latérales (Photo 4). Ils sont caractéristiques des téléostéens où ils sont nettement distincts, entre la peau et les grands latéraux.

Ils participent aux déplacements du poisson et en conséquences sont fortement vascularisés exemple chez le thon, 7 à 15 fois plus de sang que les grands latéraux.

Ce sont des muscles anatomiquement bien définis ; ils forment en général, une lame musculaire depuis la partie thoracique jusque vers la queue et présentent la même structure en feuillets que les muscles latéraux mais la structure des fibrilles qui les composent est différente.

( Sainclivier M., 1983)

### **III.2.1.3. Les muscles commandant les nageoires**

Contrairement à une opinion souvent répandue ils n'ont pas de rôle propulseur mais sont très actifs dans leur rôle stabilisateur et directionnel dans les trois dimensions. Ce sont essentiellement les muscles carénaux dorsaux et ventraux (supra et infracarinaux), et les muscles du complexe scapulaire ou coracoïde, enveloppés d'une gaine conjonctive identique à l'épimysium des mammifères se prolongeant à l'intérieur par des septa conjonctifs à replis complexes spiralés donnant à ces muscles l'aspect des torons d'une corde. (Sainclivier M., 1983)

### **III.2.1.4. Le tissu conjonctif**

La proportion de tissu conjonctif dans le poisson est moindre que chez les animaux à sang chaud. Il enveloppe le muscle d'une sorte de membrane. De cette enveloppe se détachent des tractus (ensemble de fibres) divisant le muscle . Des éléments conjonctifs plus petits subdivisent le muscle en faisceaux encore plus fins, pratiquement autour de la fibre musculaire elle-même où elle se confond avec le sarcolemme. (Alami-durante et Rescan, 2003)

### **III.2.2. Diversité des fibres musculaires chez les poissons**

Les différents types de fibres musculaires occupent des positions anatomiques distinctes chez les poissons adultes. (Photo 4).

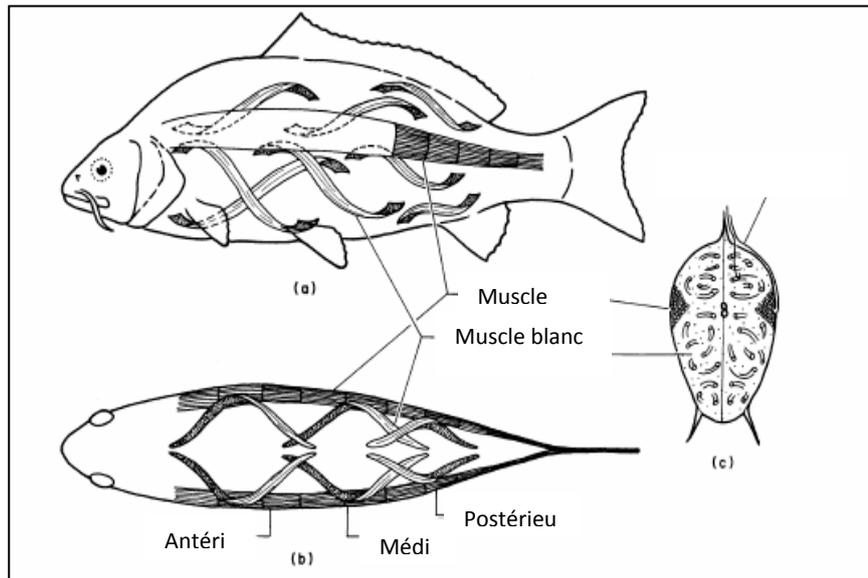
Selon Bone, 1978 chez de nombreux poissons, une couche superficielle de fibres rouges recouvre une masse importante de fibres blanches, la proportion de ces deux types de fibres varient suivant les espèces.

Ces deux principaux types de fibres sont recrutés différemment en fonction de la vitesse de nage du poisson (Rome et al., 1988):

- les fibres rouges seules pour des vitesses de nage faibles,
- les fibres rouges et blanches pour des vitesses de nage importantes.

- les fibres blanches des poissons permettent les mouvements de nage rapide grâce à leur vitesse de contraction élevée et à leur orientation au sein du muscle blanc

Chez la plupart des poissons téléostéens, les fibres rouges et blanches sont séparées par une zone intermédiaire (fibres roses), qui varie suivant les espèces à la fois en épaisseur et en types de fibres. (Mascarello et al., 1986)



**Photo 4 : disposition et types de fibres. (L.C Rome, 1998)**

A ces principaux types de fibres musculaires s'ajoutent, chez certaines espèces, d'autres types de fibres présents en petite quantité et situés :

- Sous les fibres rouges : fibres de bordure du muscle rouge. (Van Raamsdonk et al., 1980 et 1982)
- Entre les fibres rouges et les fibres intermédiaires : fibres toniques. (Kilarski et Kozłowska 1985, Sanger *et al* 1989, Stoiber et al., 2002)
- Entre les fibres intermédiaires et les fibres blanches : fibres de la zone de transition. (Van Raamsdonk *et al* 1980, Kilarski et Kozłowska 1985, Sanger et al., 1988)
- Dispersées dans les extrémités dorsale et ventrale du muscle blanc. (Van Raamsdonk et al., 1980 et 1982).

#### **IV. Evolution de la chair de poisson après la capture**

Contrairement à d'autres viandes (bovines, ovines et caprines), le poisson est directement consommable après la mort.

Le muscle dans un premier temps est détendu et la texture de la chair est souple et élastique : phase pré rigor. Cette période ne dure que quelques heures (le temps varie selon les espèces). (Chéret Romuald, 2005)

Après cette étape le muscle se durcit et le poisson se raidit : Il s'agit de la rigidité cadavérique. Cette phase ne dure que 24 heures même si le poisson est bien conservé ; dans le cas contraire la durée est de 4 à 6 heures selon la température (température ambiante  $20^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}$ ).

La phase post-rigor c'est à dire phase de maturation ; elle n'est pas favorable au muscle de poisson, car elle s'exprime par une altération de sa texture qui conduit à une perte de la fermeté, cet effet est non désiré par le consommateur.

Normalement tous les tissus sont maintenus ensemble ; cependant, Il arrive que le filet qui est lisse et continu montre chez certaines espèces (merlan et Espadon notamment) une modification de sa structure laissant apparaître des fentes dans le filet entre les myotomes : C'est le « clivage » communément appelé (**gaping**) lors des inspections de qualité. Dans cet état le filet est déprécié, sur le marché bien que la texture et le goût soient satisfaisants après cuisson.

Alami et al, 2003 rapporte également que chez le cabillaud entrant en rigor mortis à  $17^{\circ}\text{C}$  (ou au dessus) montre un clive après filetage. Il suppose que les structures conjonctives sont affaiblies par la température et que la rétraction musculaire, lors de l'instauration de la rigor mortis, est plus forte à mesure que la température est plus élevée, rompant ainsi les myoseptes. Le même phénomène est aussi observé d'après les mêmes auteurs lors de la décongélation du poisson qui a été congelé pendant la rigor mortis.

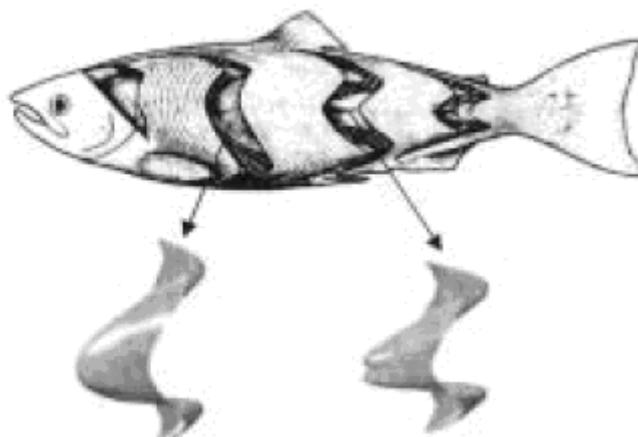
## **V. Quelques techniques utilisées pour l'étude des myotomes chez les poissons**

Comme pour les autres espèces d'intérêt culinaire, les différents types de fibres musculaires des poissons peuvent être différenciés par des techniques morphométriques, histochimiques, électrophorétiques et immunohistochimiques. (Photo 5)

Ces techniques permettent de différencier les fibres musculaires des poissons selon différents critères :

- Techniques morphométriques : essentiellement par des études quantitatives des fibres musculaires
- Techniques histochimiques : mise en évidence de l'activité physiologique des cellules musculaires, grâce aux réactions chimiques qui ont lieu
- Techniques électrophorétiques : basées sur les profils du métabolisme protéique qui varient selon les espèces de poissons et leurs états
- Techniques immunohistochimiques : les fibres musculaires expriment des isoformes de myosines spécifiques formées par différents types de chaînes lourdes et légères qui

composent les muscles rouges et les muscle blancs. Sur cette base une lame immunohistochimiques peut données les proportions d'isoformes.



**Photo 5 : forme des myotomes chez le saumon (Van Leeuwen, 1988)**

## VI. Caractéristiques morphométriques

Comme chez les mammifères, les techniques d'histologie quantitative permettent un classement des fibres musculaires selon la structure, la distribution et leurs diamètres.

Les diamètres les plus grands sont observés dans le muscle blanc. Dans ce muscle la distribution de diamètres de fibres est plus étendue. (Tableau 4 et 5)

Plusieurs critères et éléments histologiques peuvent faire l'objet d'études comparatives pour la détermination des espèces lors d'une inspection des filets de poissons. Les tableaux 4 et 5 peuvent être utilisés comme modèles à réaliser lors d'études ultérieures.

**Tableau 4 : Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes. (Extrais du tableau d'Alami et al., 2003)**

Fibres musculaires	Blanches	Rouges	Intermédiaires Toniques	Espèces	Références in Alim et al ; (2003)
Diamètre (µm)	15-185	10-50	15-110	Morue	Korneliussen et al (1978)
	20-180	9-37	10-52	Carpe	Akster(1985) ;Koumans et al(1993)
	10-120	10-60	20-50	Cyprin doré	Tatarczuch et Kilarski (1982)
	48-72	21-46	10-39	Doche	Kilarski et Kozłowska(1985)

**Tableau 5 : Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes. (Extrais du tableau d'Alami et al., 2003)**

Caractères ultrastructuraux des muscles	Tailles des structures					Espèces	Référence in Alami et al ; (2003)
Volume des myofibrilles (%)	85	60	75	45		Chevaine	Sanger (1997)
Longueur des sarcomères (µm)	1,7	1,9	1,6	2,1	1,8	Loche	Kilarskiet Kozłowska(1985)
Epaisseur de la strie Z (nm)	47	54	50	64	59	Loche	Kilarski et Kozłowska(1985)
Volume du tubule T	0,2	0,18	0,19	9,6		Perche	Akster(1981)
Volume des mitochondries	1,1	21,4	6,9			Chevaline	Sanger (1997)
Volume du noyau x		0,9	0,4			Carpe	Akster(1985)

## **Objectif**

Une viande est le résultat de l'évolution post mortem du tissu musculaire squelettique, sa structure histologique (celle des myotomes) est donc le principal élément mis en jeu dans cette transformation d'où l'idée d'essayer d'établir un lien entre la qualité du produit et un aspect histologique en utilisant l'outil morphométrique.

Dans notre présente étude nous avons opté pour un des aspects les plus simples de la morphométrie ; vue les moyens dérisoires qui sont mis à notre disposition.

Nous avons choisi de comparer la variation des diamètres des fibres blanches , rouges et l'espace compris entre les fibres blanches (tissu conjonctif), en utilisant la variable temps sachant que l'activité des fibres musculaires est très grande durant la phase pré rigor et post-rigor mortis et quelle peut être directement répercutée sur la taille des fibres.

Nous nous sommes également intéressés aux mortifications du tissu conjonctif suite à notre recherche bibliographique et aux constatations rapportées par Alami et al., 2003.

Les objectifs espérés sont en premier lieu d'établir un lien entre le temps de stockage et la modification de la taille des fibres musculaires et du conjonctif. Second aspect ; existe-t-il un paramètre numérique pouvant être pris comme référence histologique indiquant la qualité de la chair de poisson ?.

## **I. Matériels et méthodes**

### **I.1. Échantillonnage**

Notre travail compte quatre (04) échantillons, renfermant chacun trente (30) individus. Les quatre échantillons appartiennent à la même population.

La population appartient à une espèce de poisson très connue du consommateur algérien.

Sa consommation est plus ou moins fréquente en raison de sa disponibilité sur les marchés mais surtout pour son prix abordable pour un grand nombre de famille ; par rapport aux autres poissons.

Il s'agit de l'Allache très souvent confondu avec la vraie sardine lorsqu'elle est de petite taille.

### **I.1.1. Classification du poisson utilisé**

**Règne** : Animal

**Sous règne** : Métazoaire

**Super embranchement** : Chordés

**Sous embranchement** : Gnathostomes

**Super classe** : Poissons

**Classe** : Ostéichtyen

**Sous classe** : Actinoptérygiens

**Super ordre** : Clupéiformes

**Famille** : Clupéidé

**Genre** : *Sardinella*

**Espèce** : *Sardinella aurita*

**Nom commun**: Allache

### **I.1.2. Mode d'échantillonnages**

- Le premier échantillonnage a été réalisé au niveau de la pêcherie dès l'arrivée des chalutiers (6h du matin) à peu près 5h après la pêche : C'est la première variable temps T1.
- Le deuxième échantillon a été réalisé 4h après le premier échantillonnage soit environ 9 heures après la pêche (10h du matin) : C'est la seconde variable temps T2.
- Le troisième échantillonnage a lieu 4 heures après le temps T2 soit 13 heures après la pêche (14h de la journée) : C'est la variable temps T3.
- Le quatrième échantillonnage à lieu 4 heures après le temps T3 soit 17heures après la pêche : c'est la variable temps T4. Le dernier prélèvement correspond en temps réel à 18h.

Le thermomètre affiché 15°C le matin ; 25°C à midi et 19°C durant le reste de la journée.

### **I.1.3. Techniques de prélèvement**

Les prélèvements de chair s'opèrent au niveau d'une même région anatomique de l'animal : région latéro-dorsale limitée en avant par la tête, en arrière par la nageoire caudale, en haut par ligne dorsale, et en bas par la ligne latérale (notre prélèvement est réalisé sur le coté gauche).

Le choix de ce prélèvement permet d'effectuer un échantillonnage important et sans risque de contamination par les souillures des viscères (Les échantillons ne sont pas éviscérés).

La partie de la chair servant à l'étude est mise à nu, soigneusement parée, prélevée en bloc sous forme d'un petit filet, puis coupée en petites tranches pour la réalisation des lames histologiques.

Le premier prélèvement a été effectué après une inspection de sa fraîcheur en tenant compte des caractères organoleptiques : odeur, couleur, écailles, rigidité, yeux, sécrétion, peau, opercule et branchies.

## **I.2. Préparations des lames histologiques**

### **I.2.1. La préparation des tissus**

La préparation des tissus comporte cinq étapes qui permettront au colorant de se fixer de manière uniforme:

- Fixation
- Déshydratation
- Imprégnation
- Eclaircissement
- Inclusion ou enrobage

### **I.2.2. Coloration topographique à Hemalum Eosine**

#### **I.2.2.1. Principe**

L'hématoxyline et l'éosine constituent le colorant morphologique le plus couramment utilisé. Il s'agit de teintures naturelles (hématoxyline) et synthétiques (éosine) qui réagissent en présence de divers organites cellulaires ou matériel extracellulaire.

#### **I.2.2.2. Réactifs**

- Hématoxyline de Harris.
- Eosine à 1 %, Erythrosine à 0.1% dans l'eau distillée ou Eosine-Erythrosine à Volumes égaux.
- Solution saturée de lithium de carbonate.

#### **I.2.2.3. Mode opératoire**

##### **I.2.2.3.1. Déparaffinage**

- 5 min xylène.
- 7 min xylène.

##### **I.2.2.3.2. Hydratation**

- A° 100° → 30s à agitations.
- A° 90° → 30s à agitations.
- A° 70° → 30s à agitations.

##### **I.2.2.3.3. Coloration**

- L'hématine 45s.

- Laver pendant 3 min à l'eau courante.
- Colorer 2 min à l'éosine (pour la différenciation se fait par alcool 70° et 90°).
- Rincer 2 min à l'eau courante.

#### **I.2.2.3.4. Déshydratation**

- A° 70° → 30s à agitations.
- A° 90° → 30s à agitations.
- A° 100° → 01min à agitations.

#### **I.2.2.3.5. Eclaircissement**

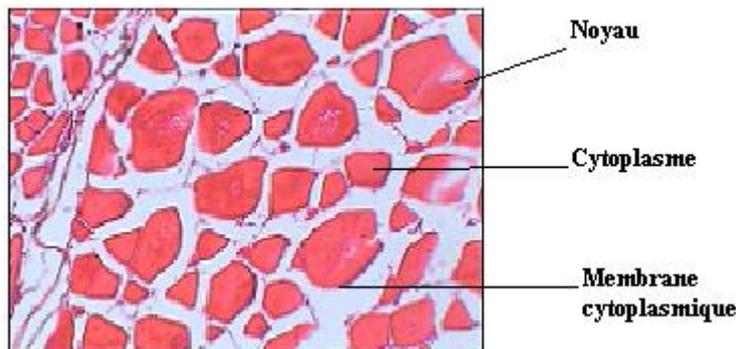
- 5 min xylène.
- 5 min xylène.

#### **I.2.2.3.6. Montage**

- résine.

### **I.3. Observation**

Noyau en bleu (basophilie), Cytoplasme et membranes en rose (acidophilie ou éosinophilie).



### **I.4. Analyses d'images**

Nous avons utilisé un microscope de marque **Motic USB3 #** capture relié à un microordinateur. Le logiciel de traitement d'image porte le nom d' « Image plus » destiné essentiellement aux mesures et à aux analyses morphométriques.

## **II. Exploitation et traitement des données**

### **II.1. Exploitations des lames**

Pour chaque variable temps nous avons procédé de la manière suivante :

On mesure pour chaque lame soit 30 lames pour T1 ; T2 ; T3 et T4 (soit un nombre au total de 120 lames) ;

- le diamètre de trente (30) fibres de muscle rouge.

- le diamètre de trente (30) fibres de muscle blanc.
- la distance qui sépare les fibres du muscle blanc entre elles.

Nous avons mesuré uniquement la distance qui sépare les fibres blanches entre elles parce que le conjonctif est nettement plus visible et facile à exploiter et éviter par la même une perte de temps et des erreurs en cas de manipulation des fibres rouges.

## **II.2. Traitements des données et étude statistique**

### **Hypothèse**

Notre travail repose sur le fait que si on refait la même expérience qu'elle est la probabilité de trouver que nos deux moyennes soient égales. Si  $P > 0,05$  les moyennes sont égales.

Si  $P < 0,05$  les moyennes ne sont pas égales.

Pour savoir est ce que nos distributions pour le muscle rouge, blanc et tissu conjonctif obéissent à la loi normale on utilise le test de normalité (test de Kolmogorov-Smirnov).

### **II.2.1. Test de normalité Kolmogorov-Smirnov**

C'est un test utilisé de manière très large en statistique pour déterminer si la distribution des effectifs suit une loi normale. (Myoung H.P., 2006)

Dans notre cas nos effectifs sont autour de  $n=30$ , pour  $\alpha=0,05$  et  $K_{tab}= 0,24$  qui représente le coefficient de Kolmogorov-Smirnov lu sur la table.

Si le  $K_s$  coefficient calculé est inférieur à  $K_{tab}$  notre distribution est normale et nous pouvons dans ce cas là utiliser les tests statistiques spécifiques à la loi normale.

Hypothèse émise  $H_0$  qui doit être vérifiée dit : la distribution des résultats obéit à la loi normale au taux de sécurité de 95%.

### III. Résultat et discussion

#### III.1. Pour le muscle rouge

##### III.1.1. Test de normalité

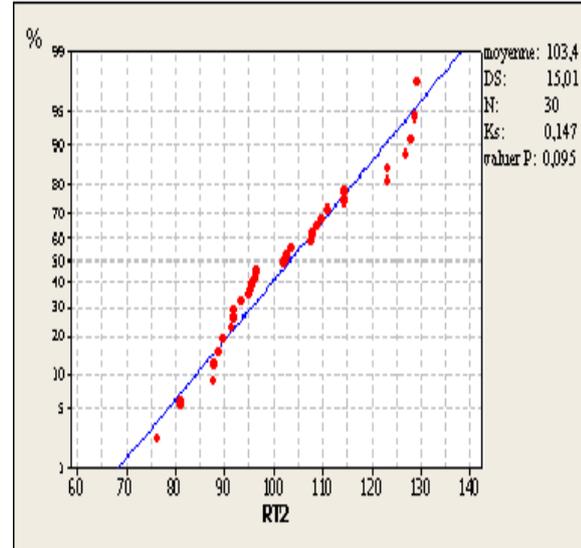
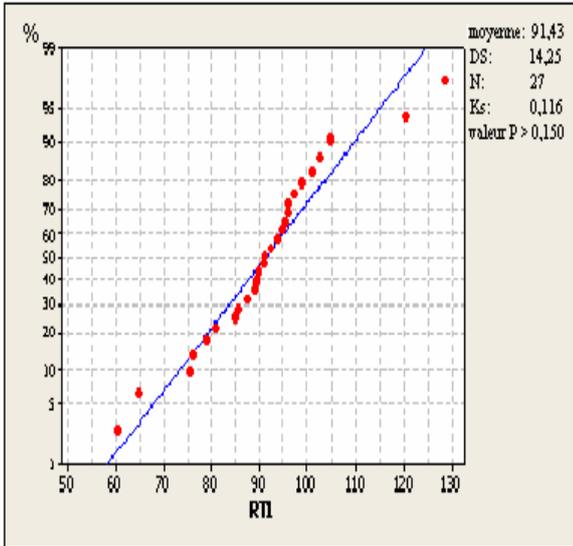


Figure 1 : graphe de probabilité RT1 (normale) Figure 2 : graphe de probabilité RT2 (normale)

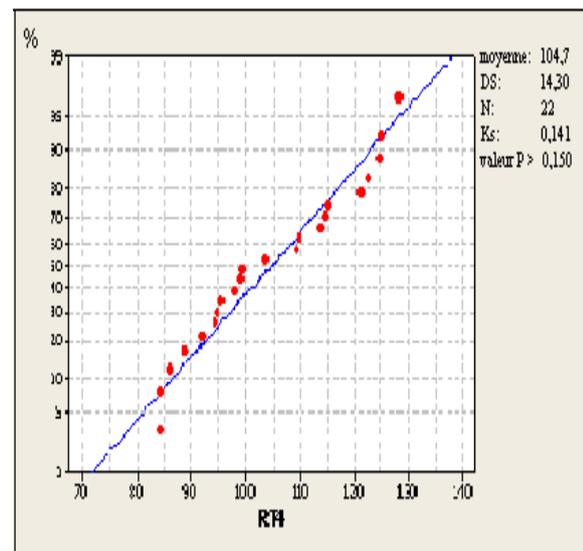
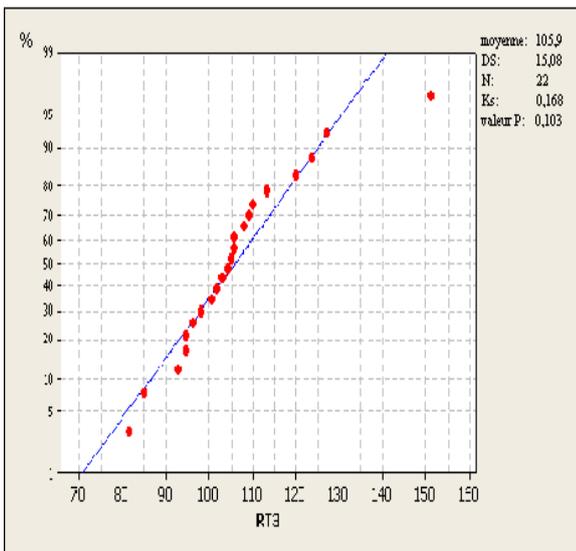


Figure 3 : graphe de probabilité RT3 (normale) Figure 4 : graphe de probabilité RT4 (normale)

- $K_s (RT1) = 0,116$  donc inférieur à  $0,24$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s (RT2) = 0,147 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s (RT3) = 0,168 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.

- $K_s (RT4) = 0,141 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.

Toutes les données de distribution et quel que soit les stades de prélèvement ; dans le cas du muscle rouge ; obéissent à la loi normale donc nous pouvons utiliser l'étude statistique descriptive et le test T test de Student en toute sécurité (histogramme et courbe de loi normale annexe 25).

### III.1.2. Statistique descriptive: RT1; RT2; RT3; RT4 (Annexe 4)

**RT1** : Nous avons réalisé un calcul qui nous a permis de retenir 27 moyennes sur 120 ; un autre calcul de moyenne a abouti à l'intervalle de confiance suivant : **91,43  $\mu\text{m} \pm 2,74$ .**

Le même calcul a été réalisé pour les différentes périodes :

**RT2** : sur les 120 résultats nous avons calculé 30 moyennes ; l'intervalle de confiance des moyennes obtenues est de : **103,38  $\mu\text{m} \pm 2,74$ .**

**RT3** : sur les 120 mesures nous avons calculé 22 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenu est de : **105,90  $\mu\text{m} \pm 3,21$ .**

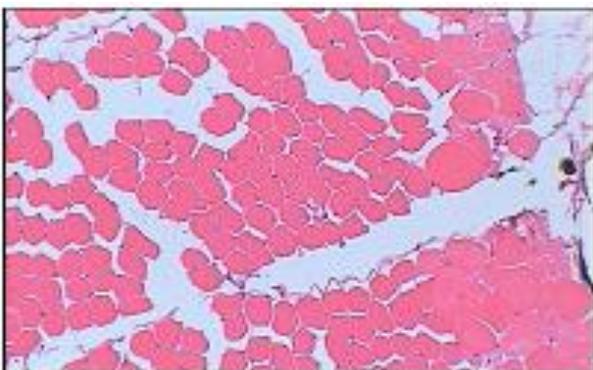
**RT4** : sur les 120 mesures nous avons calculé 22 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenu est de : **104,73  $\mu\text{m} \pm 3,05$ .**

### III.1.3. Comparaison des diamètres moyens du muscle rouges

**Hypothèse ( $H_0$ )** : Si on refait la même expérience qu'elle est la probabilité que nos deux moyennes soient égales.

- si  $p > 0,05$  les moyennes sont égales.
- si  $p < 0,05$  les moyennes ne sont pas égales.

#### III.1.3.1. Comparaison des moyennes RT1 ; RT2



Coupe histologique : RT1

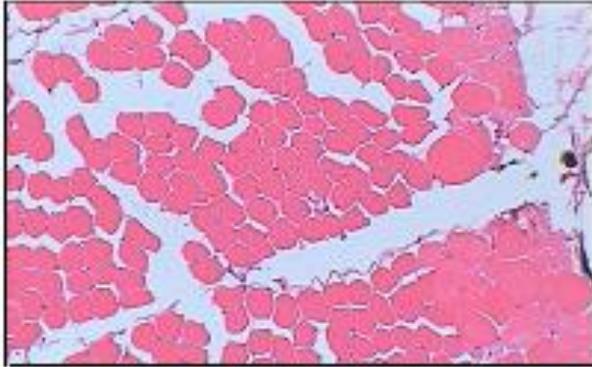


Coupe histologique : RT2

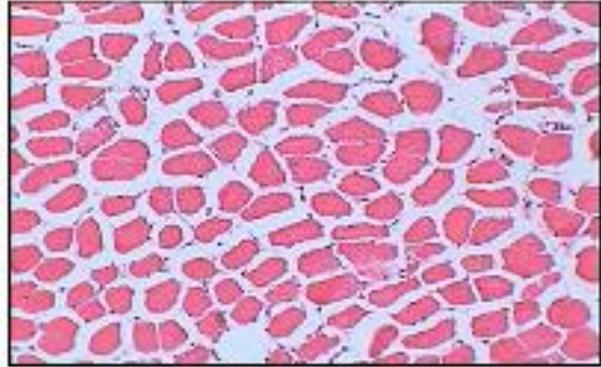
### Calcul de P: (Annexe 5)

$P= 0.003 < 0.05$  donc la différence entre la moyenne des diamètres du muscle rouge (RT1) et (RT2) est significative. Nous avons 3 chances sur 1000 en répétant nos calculs de trouver que les moyennes de la période T1 et T2 soient les mêmes.

#### III.1.3.2. Comparaison entre les moyennes RT1 ; RT3



Coupe histologique : RT1

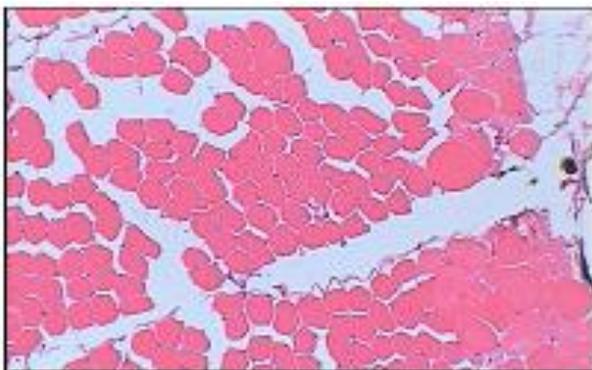


Coupe histologique : RT3

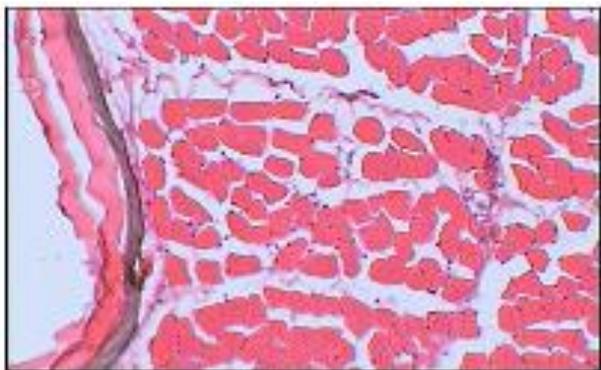
### Calcul de P: (Annexe 6)

$P=0.001 < 0.05$ : dans la comparaison de la moyenne de l'ensemble des diamètres du muscle rouge (RT1) et (RT3), vue la valeur de la P-value, il apparaît clairement qu'il y a une différence hautement significative. Nous avons uniquement 1 chance sur 1000 en répétant nos calculs de trouver que les moyennes de la période T1 et T3 soient les mêmes.

#### III.1.3.3. Comparaison entre les moyennes RT1 ; RT4



Coupe histologique : RT1

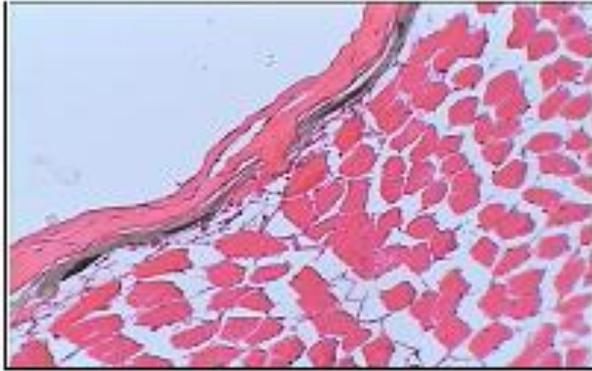


Coupe histologique : RT4

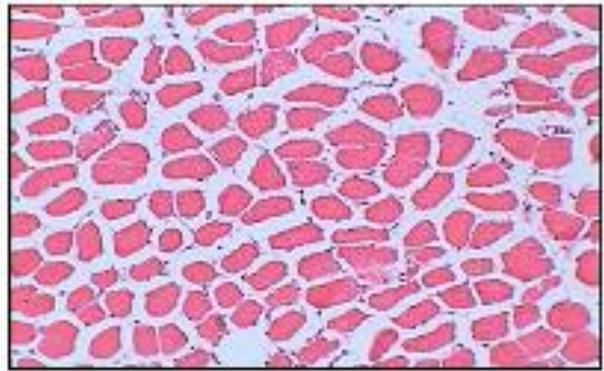
### Calcul de P: (Annexe 7)

$P= 0.002 < 0.05$ : dans ce cas aussi la différence est très significative avec une probabilité de 2 chance sur 1000.

### III.1.3.4. Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT3



Coupe histologique : RT2

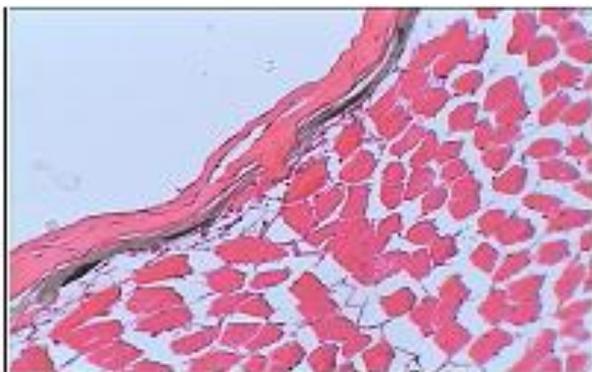


Coupe histologique : RT3

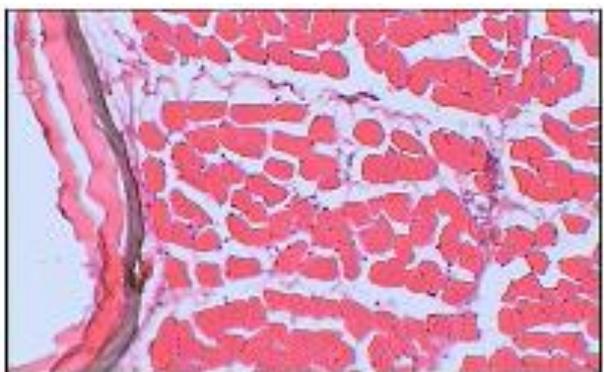
#### Calcul de P: (Annexe 8)

$P = 0,555 > 0.05$ : La p-value entre les deux moyennes montre une probabilité élevée, nous ne pouvons pas considérer que les moyennes RT2 et RT3 soient différentes.

### III.1.3.5. Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT4



Coupe histologique : RT2

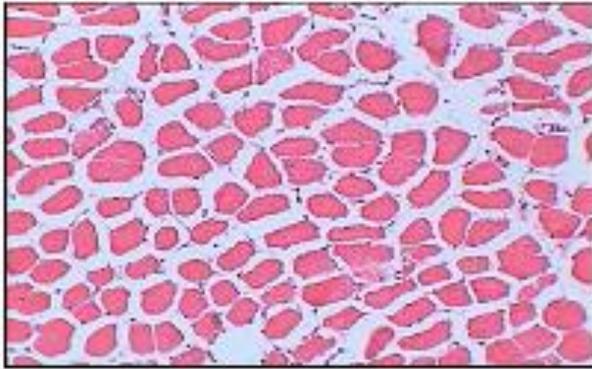


Coupe histologique : RT4

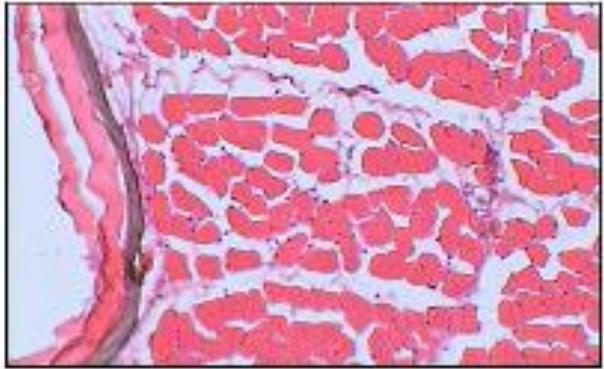
#### Calcul de P: (Annexe 9)

$P = 0,743 > 0.05$ : nous pouvons faire la même remarque que pour les temps T2 et T4. La probabilité étant de 743 chances sur 1000, nous ne pouvons pas considérer que les diamètres moyens soient différents.

### III.1.3.6. Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT4



Coupe histologique : RT3



Coupe histologique : RT4

### Calcul de P: (Annexe 10)

$P = 0,794 > 0.05$ : Pour ces deux périodes la comparaison des moyennes montre qu'il n'existe pas de différence entre elles.

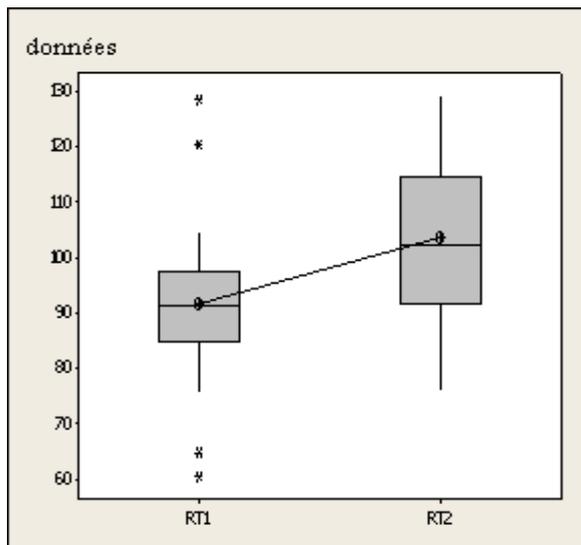


Figure 5 : Boxplot de RT1 ; RT2

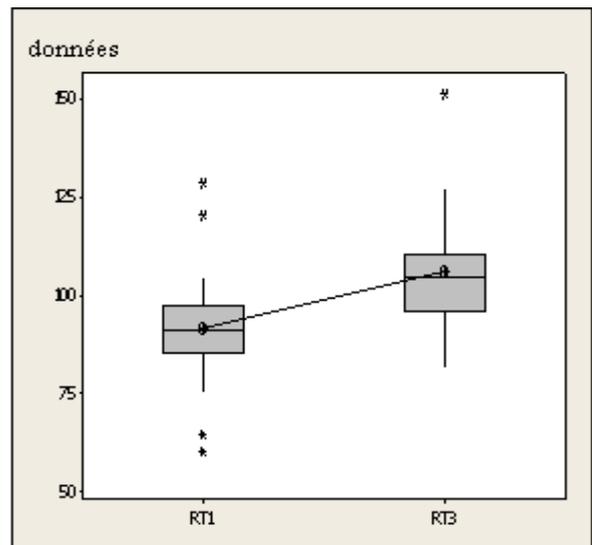


Figure 6 : Boxplot de RT1 ; RT3

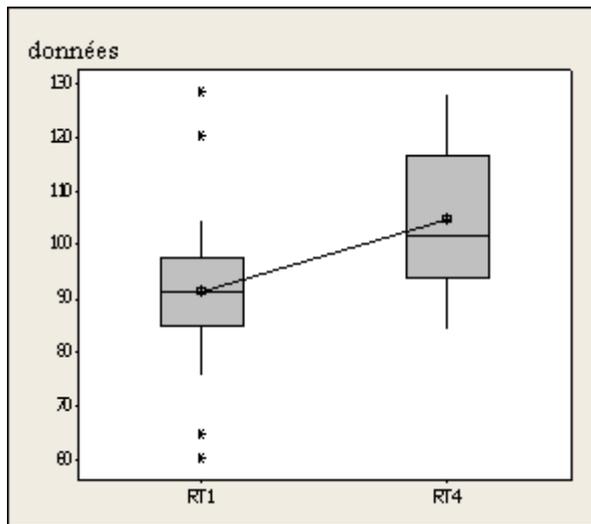


Figure 7 : Boxplot de RT1 ; RT4

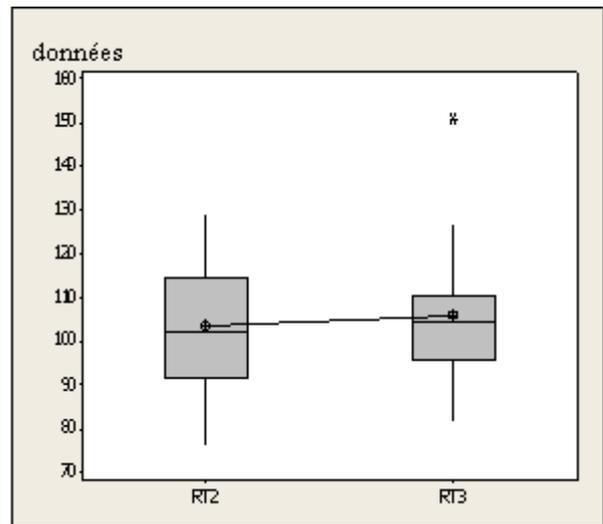


Figure 8 : Boxplot de RT2 ; RT3

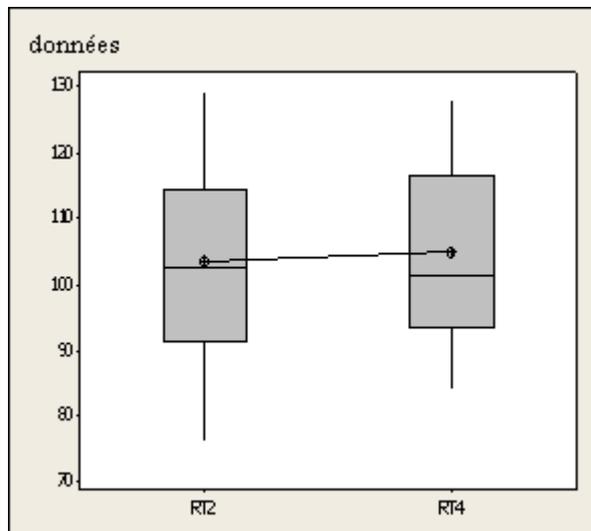


Figure 9 : Boxplot de RT2 ; RT4

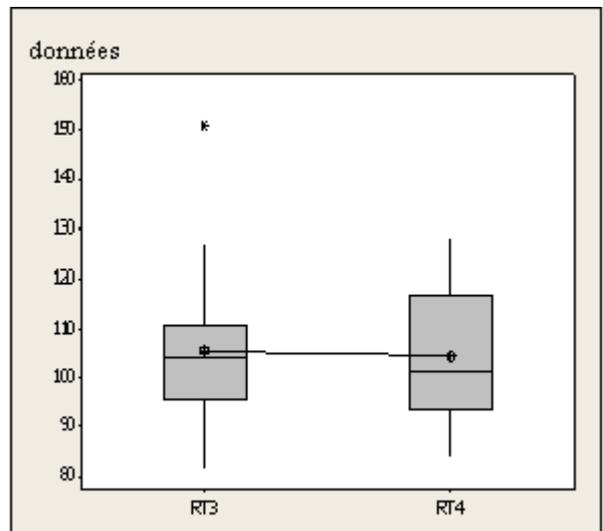
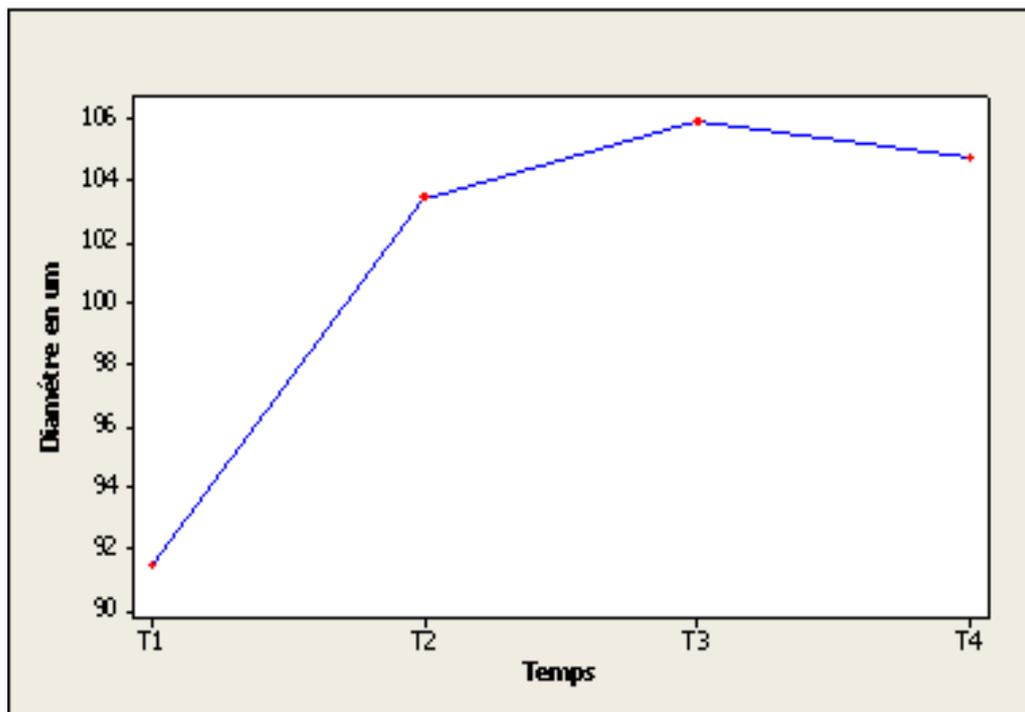


Figure 10 : Boxplot de RT3 ; RT4

### III.1.4 Evolution du diamètre du muscle rouge en fonction du temps

Tableau 6 : Evolution du diamètre moyen des fibres rouges en fonction du temps

Moyenne RT1	Moyenne RT2	Moyenne RT3	Moyenne RT4
91,43 $\mu\text{m} \pm 2,74$	103,38 $\mu\text{m} \pm 2,74$	105,9 $\mu\text{m} \pm 3,21$	104,73 $\mu\text{m} \pm 3,05$



**Figure 11 : Evolution du diamètre du muscle rouge en fonction du temps**

En phase T1 les fibres du muscle rouge présentent un diamètre  $91,43\mu\text{m} \pm 2,74$  puis à T2 devient  $130,38\mu\text{m} \pm 2,74$  entre la période T2 et T3 le diamètre continue à augmenter pour atteindre la valeur de  $105,90 \mu\text{m} \pm 3,21$ .

En période T3 il nous été presque impossible d'identifier le muscle rouge du muscle intermédiaire, pour être sûr de ne pas faire d'erreur d'identification, on a procédé à des mesures dans les régions près de la peau. À T4, on note une très faible diminution voire une stabilisation de diamètre qui devient  $104,73 \mu\text{m} \pm 3,05$ .

### **III.1.5. Discussion :**

D'après Ouali, 1990, au fur et à mesure du temps, le muscle subit une baisse du pH et la pression osmotique s'élève et atteint sa valeur maximale à l'installation du rigor mortis. Ceux-ci expliqueraient très probablement l'augmentation du diamètre des fibres rouges par le phénomène de rééquilibrage osmotique.

Entre T3 et T4, le pH tend à revenir à la valeur normale et la pression osmotique se rétablit ce qui conduit à l'élimination de l'excès d'eau donc une légère diminution de diamètre à T4.

## III.2. Pour le muscle blanc

### III.2.1. Test de normalité

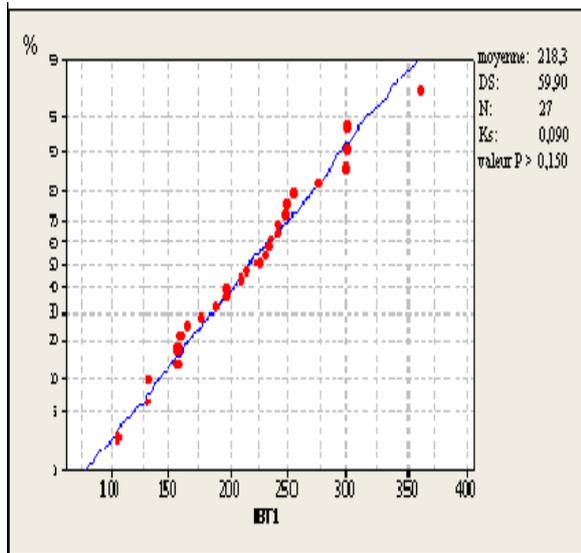


Figure 12 : graphe de probabilité BT1 (normale)

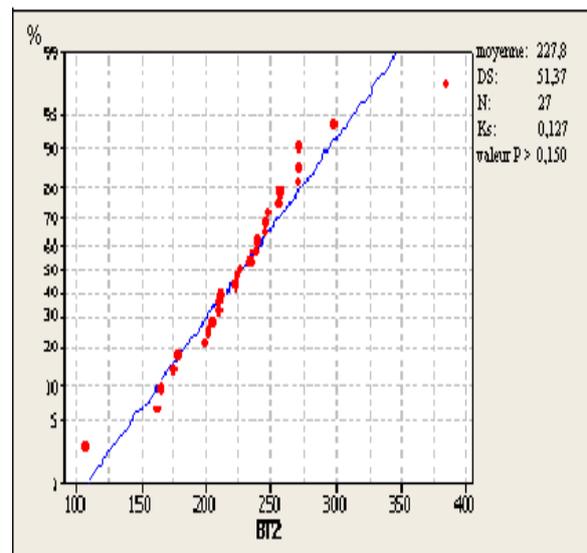


Figure 13 : graphe de probabilité BT2 (normale)

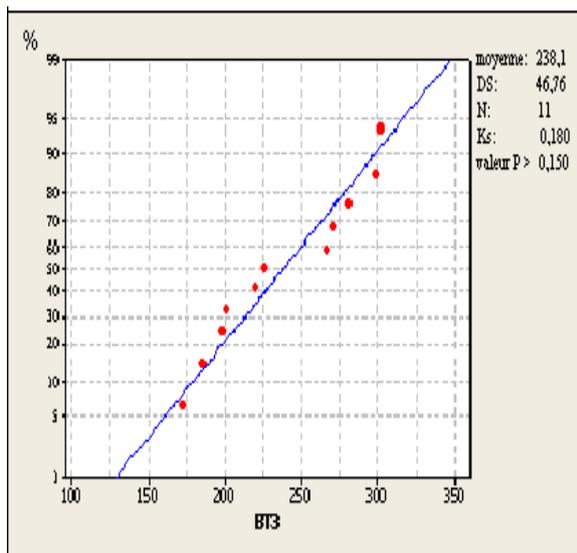


Figure 14 : graphe de probabilité BT3 (normale)

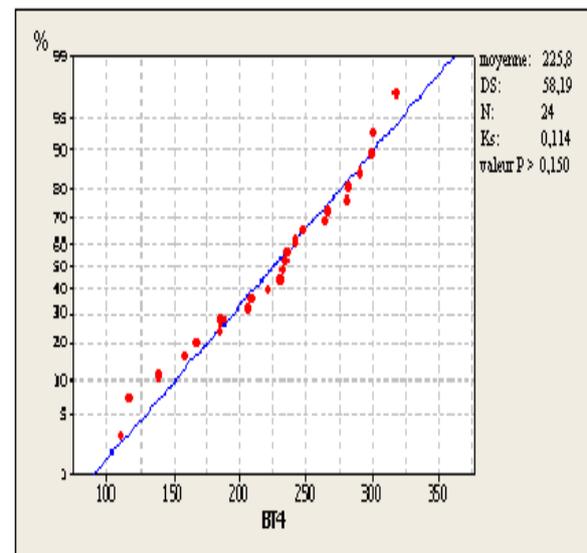


Figure 15 : graphe de probabilité BT4 (normale)

- $K_s$  (BT1) = 0,090 donc inférieur à 0,24 :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s$  (BT2) = 0,127 <  $K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s$  (BT3) = 0,180 <  $K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.

- $K_s (BT4) = 0,114 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.

Toutes les données de distribution et quelques soit les stades de prélèvement ; dans le cas du muscle blanc ; obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude statistique descriptive et le test T test de Student en toute sécurité (histogramme et courbe de loi normale annexe 25).

### III.2.2. Statistique descriptive: BT1; BT2; BT3; BT4 (Annexe 11).

**BT1:** Nous avons réalisé un calcul qui nous à permis de retenir 27 moyennes sur 120 ; un autres calcul de moyenne à aboutit à l'intervalle de confiance suivant : **218,30  $\mu\text{m} \pm 11,5$ .**

Le même calcul a été réalisé pour les différentes périodes :

**BT2 :** sur les 120 résultats nous avons calculé 27 moyennes ; l'intervalle de confiance des moyennes obtenues est de : **227,77  $\mu\text{m} \pm 9,89$ .**

**BT3 :** sur les 120 mesures nous avons calculé 11 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **238,10  $\mu\text{m} \pm 14,1$ .**

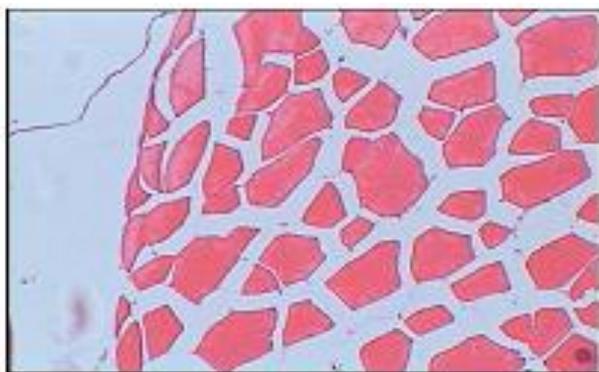
**BT4 :** sur les 120 mesures nous avons calculé 24 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **225,80  $\mu\text{m} \pm 11,9$ .**

### III.2.3. Comparaison des diamètres moyens du muscle blanc :

**Hypothèse ( $H_0$ ) :** Si on refait la même expérience qu'elle est la probabilité pour que nos deux moyennes soit égale.

- si  $p > 0,05$  les moyennes sont égales.
- si  $p < 0,05$  les moyennes ne sont pas égales.

#### III.2.3.1. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT2 :



Coupe histologique : BT1

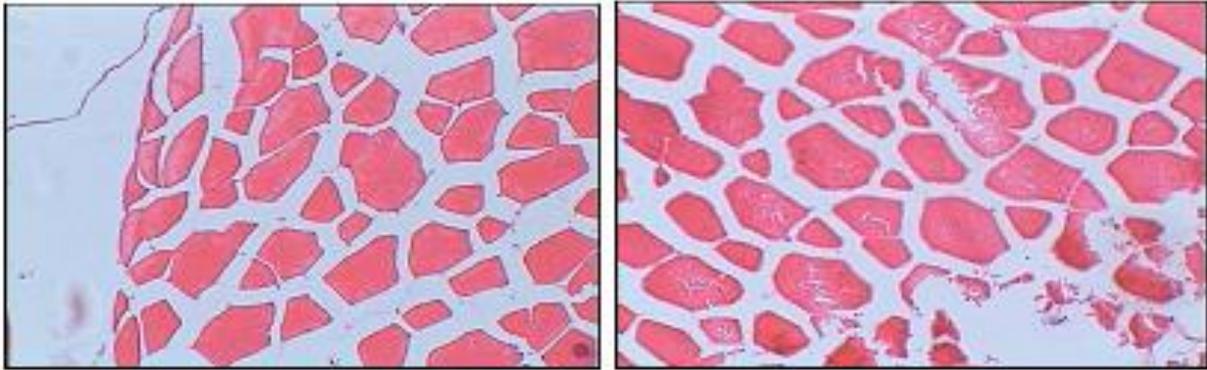


Coupe histologique : BT2

### Calcul de P: (Annexe 12).

$P = 0,537 > 0.05$  donc la différence entre la moyenne des diamètres du muscle blanc (BT1) et (BT2) est non significative. Nous avons 537 chances sur 1000 en répétant nos calculs de trouver que les moyennes de la période T1 et T2 soient presque les mêmes.

### III.2.3.2. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT3 :



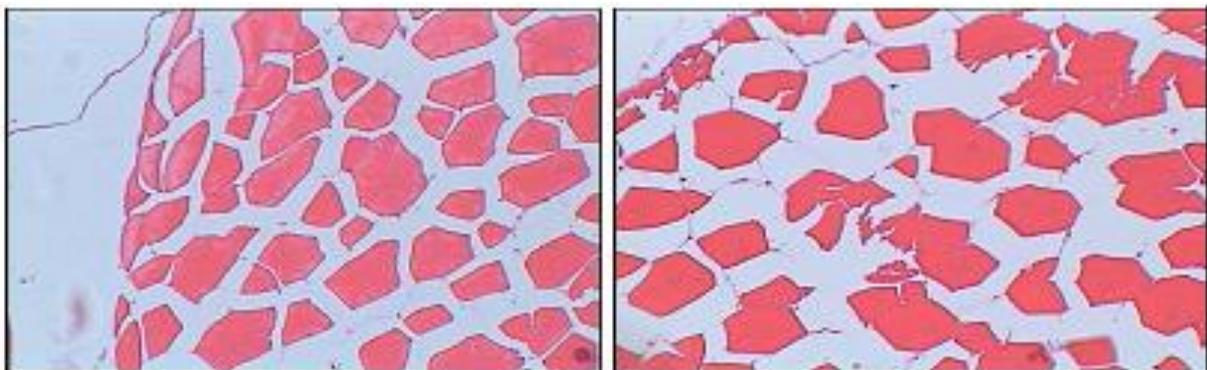
Coupe histologique : BT1

Coupe histologique : BT3

### Calcul de P: (Annexe 13).

$P = 0,289 > 0.05$ : la différence est non significative entre ces deux moyennes et donc nous avons 289 chances sur 1000 en répétant nos calculs de trouver que les moyennes de la période T1 et T3 soient presque les mêmes.

### III.2.3.3. Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT4 :



Coupe histologique : BT1

Coupe histologique : BT4

### Calcul de P: (Annexe 14).

$P = 0,655 > 0.05$  : dans ce cas aussi la différence est non significative avec une probabilité de 655 chance sur 1000.

#### III.2.3.4. Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT3 :



Coupe histologique : BT2

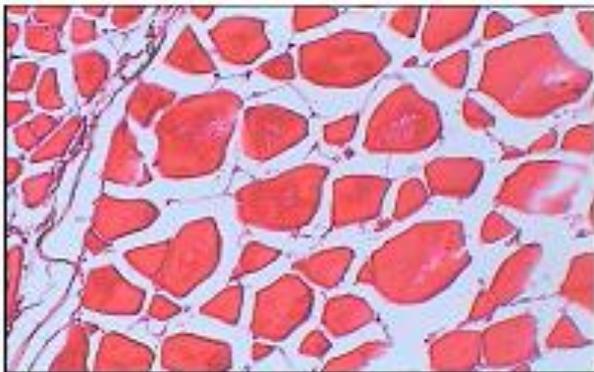


Coupe histologique : BT3

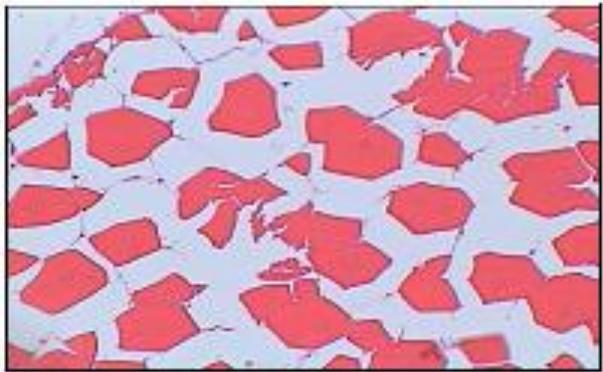
#### Calcul de P: (Annexe 15).

$P = 0,555 > 0.05$ : La p-value entre les deux moyennes montre aussi une probabilité élevée, nous ne pouvons pas considérer que les moyennes TR2 et TR3 soient différentes.

#### III.2.3.5. Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT4 :



Coupe histologique : BT2

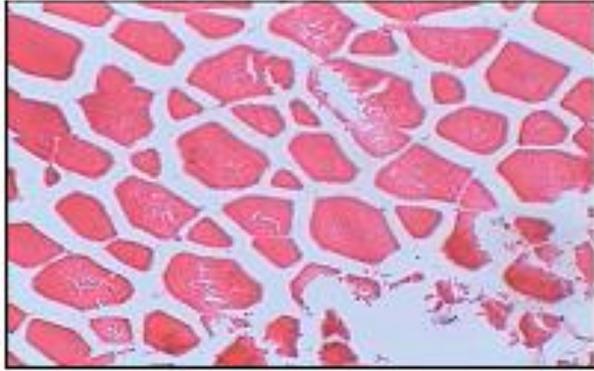


Coupe histologique : BT4

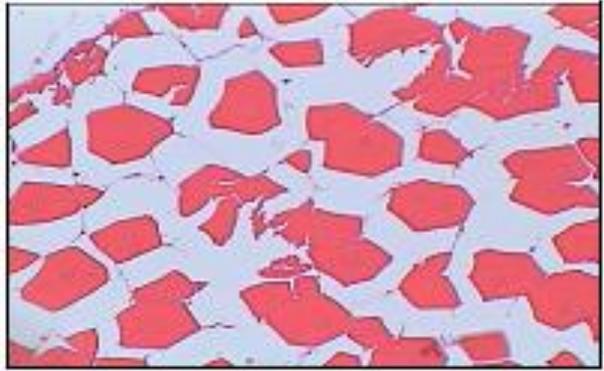
#### Calcul de P: (Annexe 16).

$P = 0,898 > 0.05$ : nous pouvons faire la même remarque c'est que La probabilité étant de 898 chances sur 1000, nous ne pouvons pas considérer que les diamètres moyens soient différents.

### III.2.3.6. Comparaison entre les moyennes BT3 ; BT4 :



Coupe histologique : BT3



Coupe histologique : BT4

#### Calcul de P: (Annexe 17).

$P = 0,511 > 0.05$ : Pour ces deux périodes la comparaison des moyennes montre qu'il n'existe pas de différence entre elles.

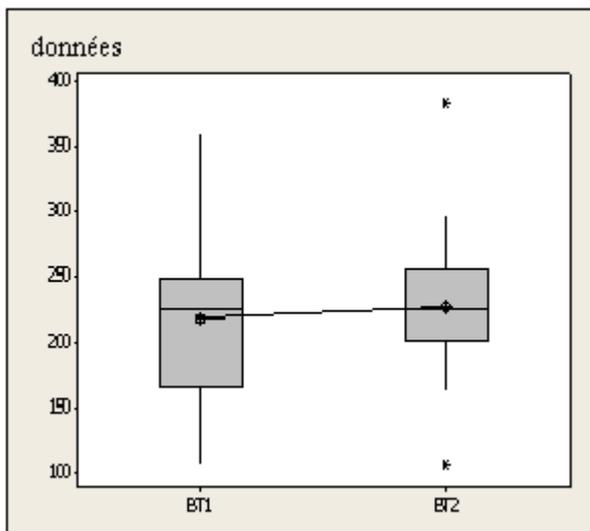


Figure 16 : Boxplot de BT1 ; BT2

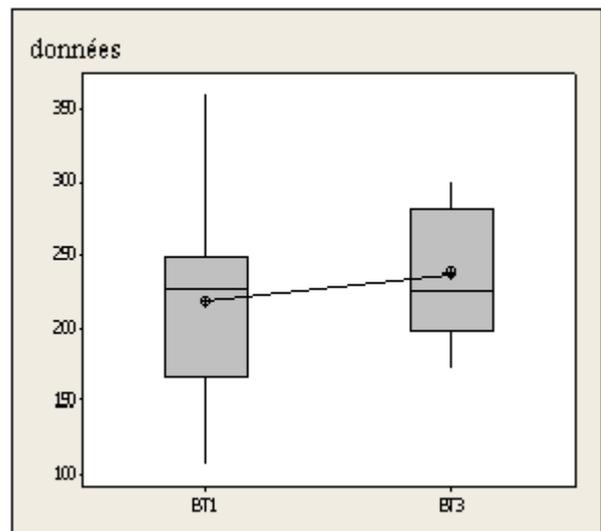


Figure 17 : Boxplot de BT1 ; BT3

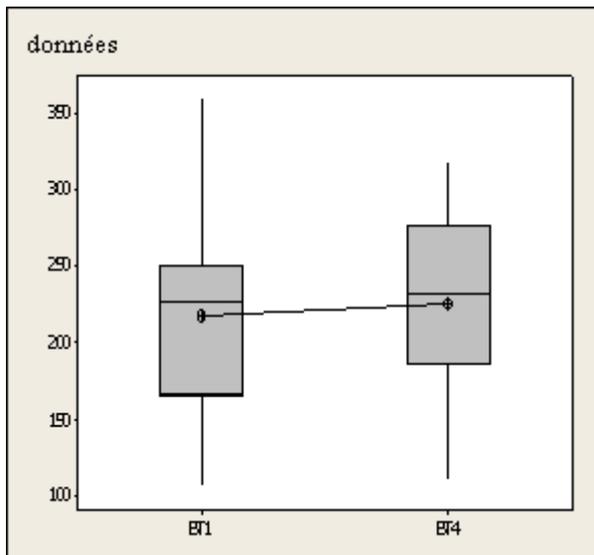


Figure 18 : Boxplot de BT1 ; BT4

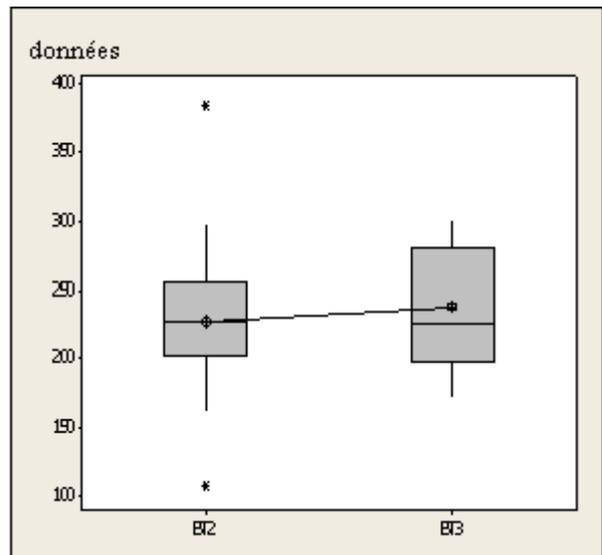


Figure 19 : Boxplot de BT2 ; BT3

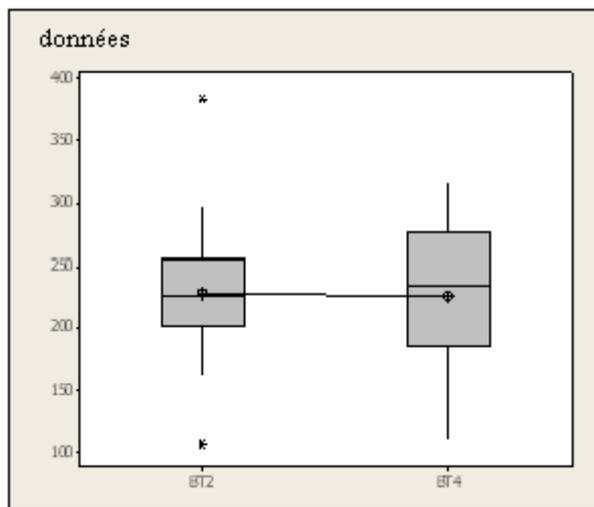


Figure 20 : Boxplot de BT2 ; BT4

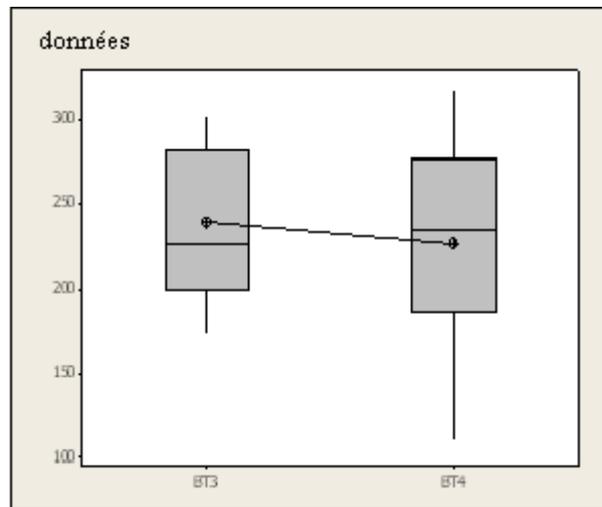


Figure 21 : Boxplot de BT3 ; BT4

### III.2.4. Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps

Tableau 7 : Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps

Moyenne B T1	Moyenne BT2	Moyenne BT3	Moyenne BT4
218,30 $\mu\text{m} \pm 11,5$	227,77 $\mu\text{m} \pm 9,89$	238,10 $\mu\text{m} \pm 14,1$	225,80 $\mu\text{m} \pm 11,9$

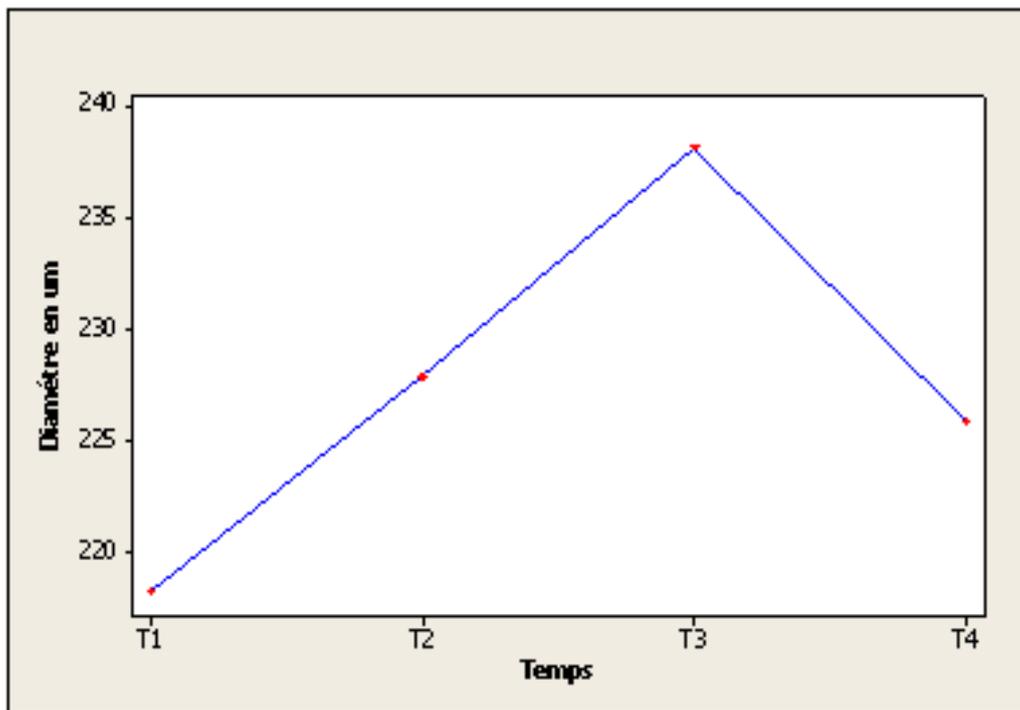


Figure 22 : Evolution du diamètre du muscle blanc en fonction du temps

Dans le cas du muscle blanc, la valeur de la moyenne montre une élévation entre T1 et T3, ensuite elle descend au moment du T4.

### III.2.5. Discussion

L'évolution du diamètre des fibres du muscle blanc s'explique exactement comme pour le muscle rouge c'est-à-dire l'augmentation du diamètre des fibres du muscle blanc entre T1 et T3 est due à un rééquilibrage osmotique par baisse de pH selon Ouali 1990. Aussi la légère diminution du diamètre à T4 est due au rétablissement de la pression osmotique qui conduit à l'élimination de l'excès d'eau. La différence du diamètre des fibres n'est pas révélée par les tests statistiques même si sur le graphe on observe une progression puis une diminution. Ceci s'explique par une diminution de l'effectif à cause de la très forte déchirure du muscle blanc surtout en T3.

### III.3. Corrélation entre évolution des fibre rouge et blanche en fonction du temps

Le coefficient de corrélation relatif à l'évolution du muscle rouge et du muscle blanc est égal à 0,818.

La valeur  $P = 0,182$ .

$P > 0,05$  donc aucune différence significative n'est notée quant au mode d'évolution des diamètres des deux types de muscle

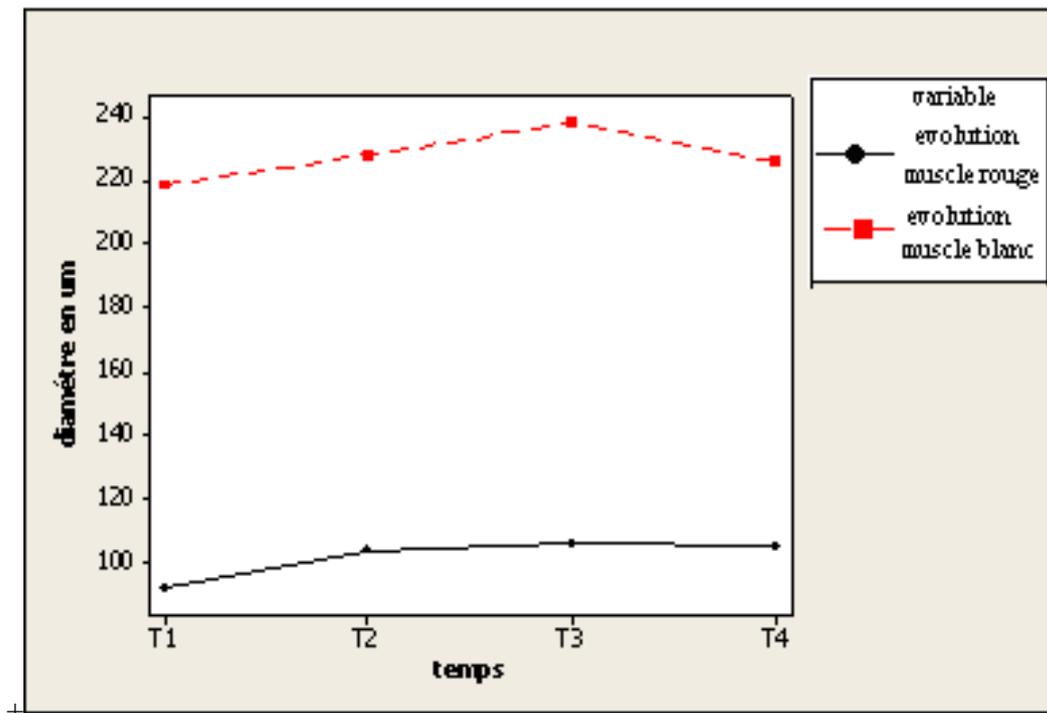


Figure 23 : Evolution des deux types de muscle en fonction du temps

L'évolution de la valeur des moyennes des diamètres des fibres musculaires en fonction du temps concernant le muscle rouge suit le même schéma que celle du muscle blanc.

### III.3. Pour le tissu conjonctif :

#### III.3.1. Test de normalité

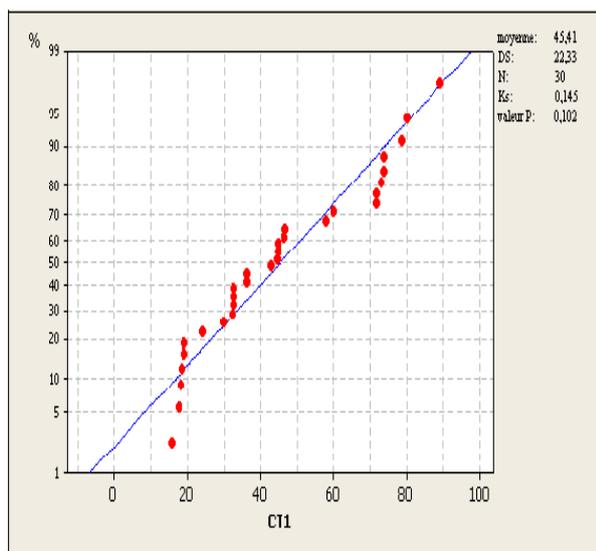


Figure 24: graphe de probabilité CT1 (normale)

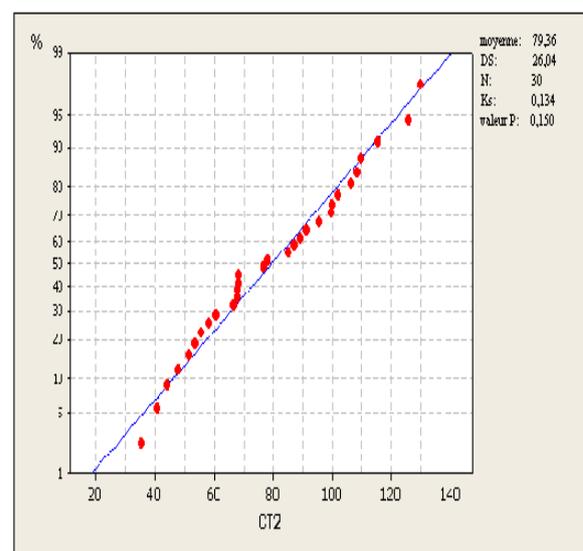
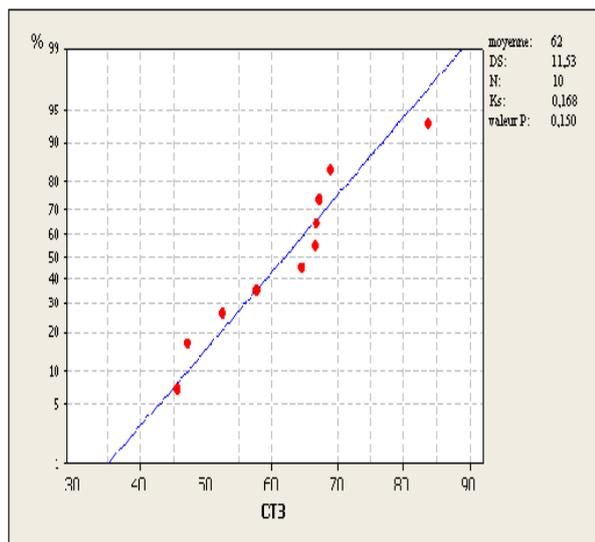
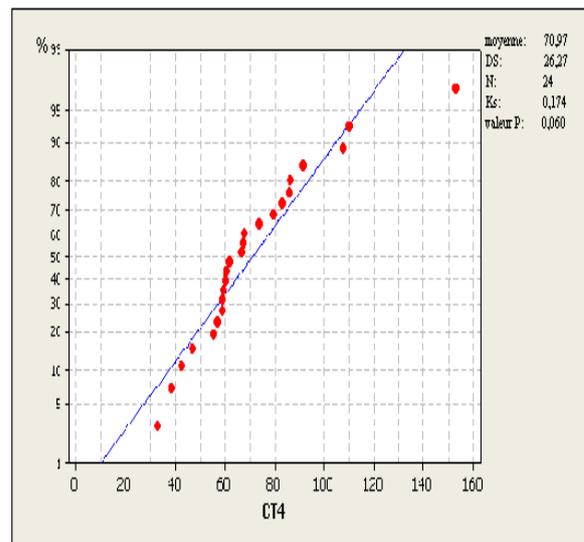


Figure 25: graphe de probabilité CT2 (normale)



**Figure 26: graphe de probabilité CT3 (normale)**



**Figure 27: graphe de probabilité CT4 (normale)**

- $K_s (CT1) = 0,145$  donc inférieur à  $0,24$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s (CT2) = 0,134 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s (CT3) = 0,186 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.
- $K_s (CT4) = 0,174 < K_{tab}$  :  $H_0$  est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.

Toutes les données de distribution et quelques soit les stades de prélèvement ; dans le cas du tissu conjonctif ; obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude statistique descriptive et le test T test de Student en toute sécurité (histogramme et courbe de loi normale annexe 25).

### III.3.2. Statistique descriptive: CT1; CT2; CT3; CT4 (Annexe 18).

**CT1:** Nous avons réalisé un calcul qui nous à permis de retenir 30 moyennes sur 120 ; un autre calcul de moyenne à aboutit à l'intervalle de confiance suivant :  **$45,41 \mu\text{m} \pm 4,08$** .

Le même calcul a été réalisé pour les différentes périodes :

**CT2 :** sur les 120 résultats nous avons calculé 30 moyennes ; l'intervalle de confiance des moyennes obtenues est de :  **$79,36 \mu\text{m} \pm 4,75$** .

**CT3 :** sur les 120 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenu est de :  **$62,00 \mu\text{m} \pm 3,65$** .

**CT4 :** sur les 120 mesures nous avons calculé 24 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenu est de :  **$70,97 \mu\text{m} \pm 5,36$** .

### III.3.3. Comparaison des espaces entre les fibres blanches (tissu conjonctif)

**Hypothèse (Ho) :** Si on refait la même expérience qu'elle est la probabilité pour que nos deux moyennes soient égales.

- si  $p > 0,05$  les moyennes sont égales.
- si  $p < 0,05$  les moyennes ne sont pas égales.
- 

#### **III.3.3.1. Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT2 :**

**Calcul de P: (Annexe 19).**

$P = 0,000 < 0,05$ : La différence est hautement significative, donc il n'y a aucune chance pour que les distances qui séparent les fibres blanches pendant T1 et T2 soient égales.

#### **III.3.3.2. Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT3 :**

**Calcul de P: (Annexe 20).**

$P = 0,005 < 0,05$ : dans ce cas aussi la différence est très significative avec une probabilité de 5 chances sur 1000.

#### **III.3.3.3. Comparaison entre les moyennes CT1 ; CT4 :**

**Calcul de P: (Annexe 21).**

$P = 0,000 < 0,05$ : là aussi la différence est hautement significative, donc il n'y a aucune chance pour que les distances qui séparent les fibres blanches pendant T1 et T4 soient égales.

#### **III.3.3.4. Comparaison entre les moyennes CT2 ; CT3 :**

**Calcul de P: (Annexe 22).**

$P = 0,007 < 0,05$ . Nous avons 7 chances sur 1000 en répétant nos calculs de trouver que les moyennes de la période T2 et T3 soient les mêmes.

#### **III.3.3.5. Comparaison entre les moyennes CT2 ; CT4 :**

**Calcul de P: (Annexe 23).**

$P = 0,247 > 0,05$ : La p-value entre les deux moyennes montre une probabilité élevée, nous ne pouvons pas considérer que les moyennes CT2 et CT4 soient différentes.

#### **III.3.3.6. Comparaison entre les moyennes CT3 ; CT4 :**

**Calcul de P: (Annexe 24).**

$P = 0,176 > 0,05$  nous pouvons faire la même remarque que pour les temps T2 et T4. La probabilité étant de 176 chances sur 1000, nous ne pouvons pas considérer que les diamètres moyens soient différents.

Pour les coupes histologiques idem que pour le muscle blanc.

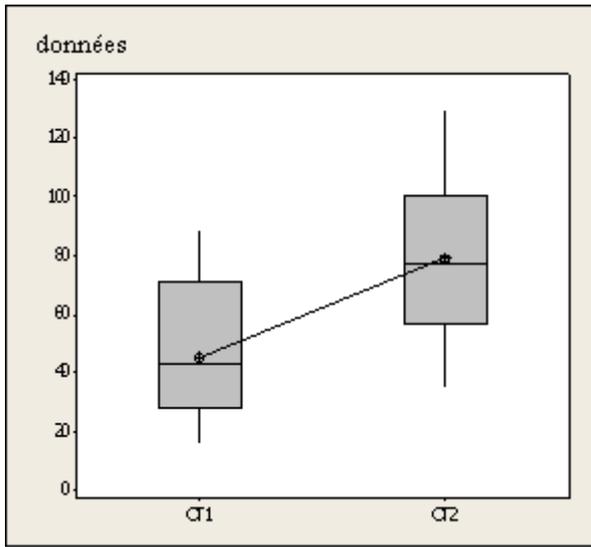


Figure 28: Boxplot de CT1 ; CT2

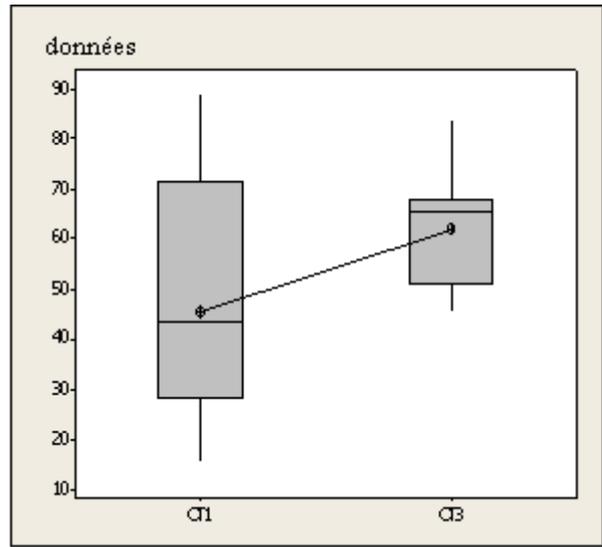


Figure 29: Boxplot de CT1 ; CT3

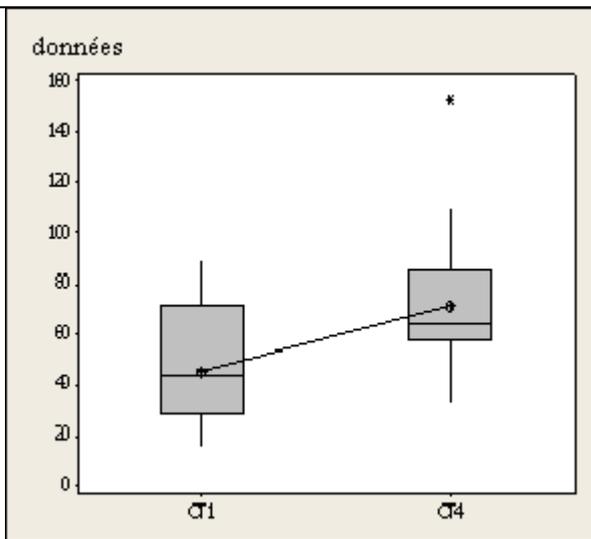


Figure 30 : Boxplot de CT1 ; CT4

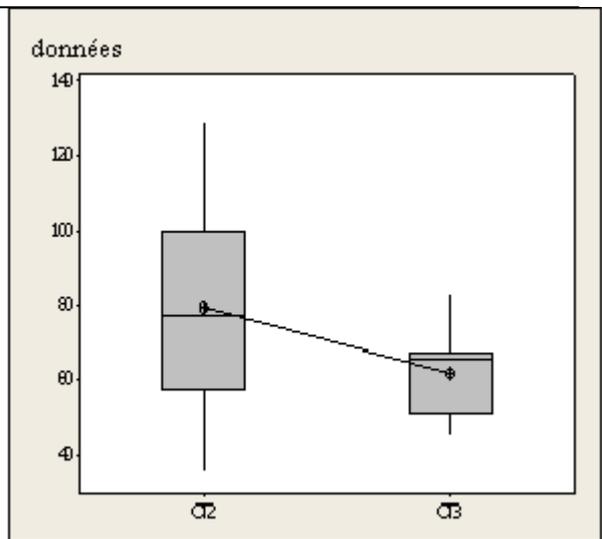


Figure 31: Boxplot de CT2 ; CT3

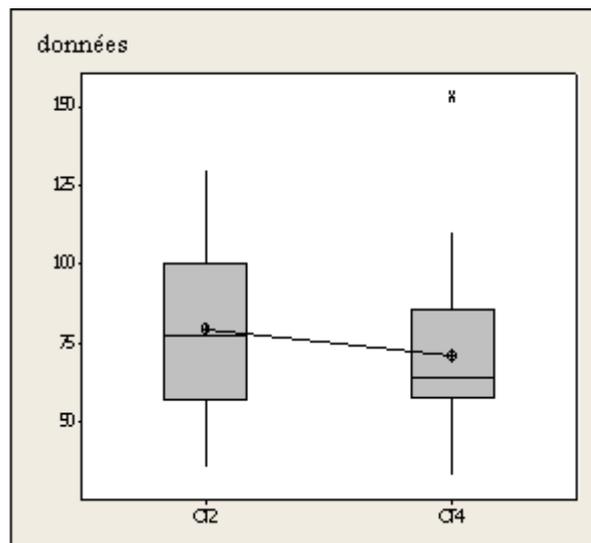


Figure 32: Boxplot de CT2 ; CT4

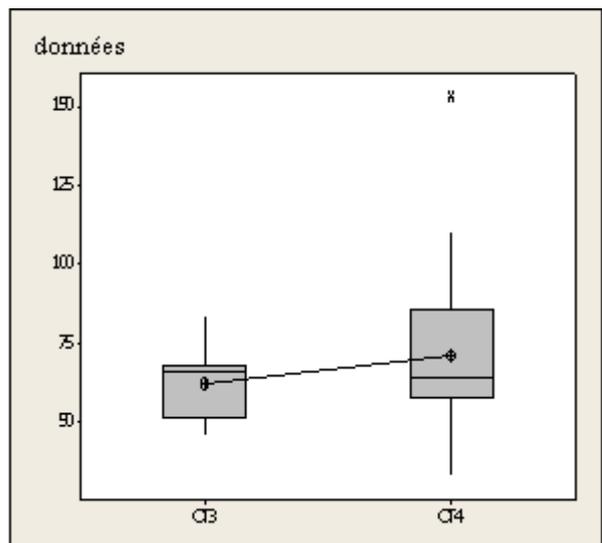
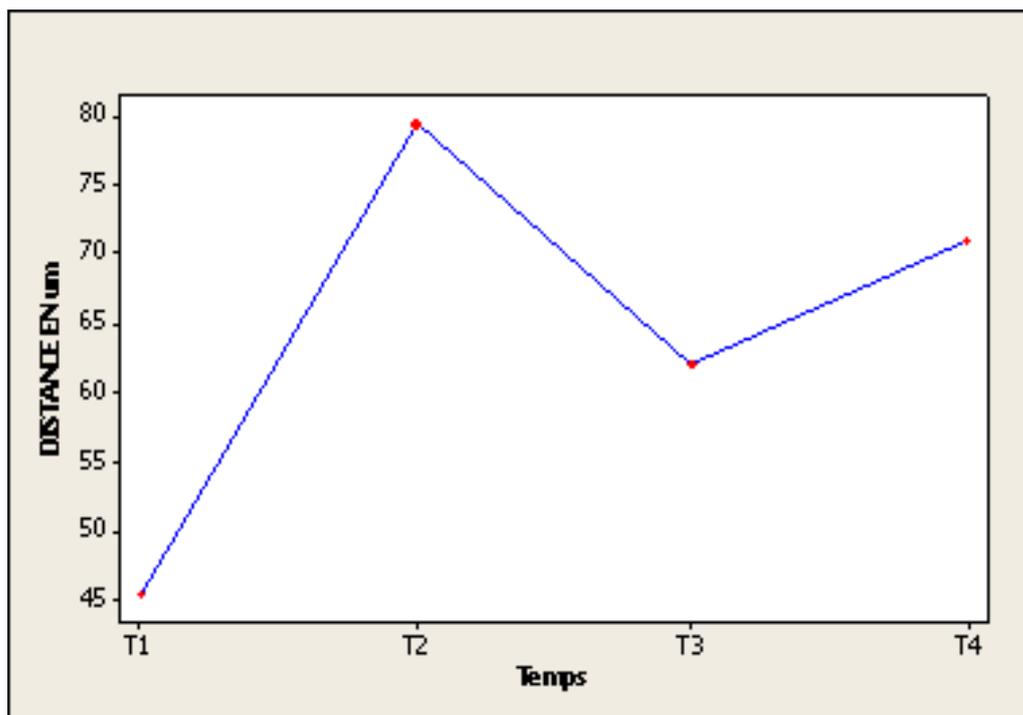


Figure 33: Boxplot de CT3 ; CT4

### III.3.4. Evolution de la distance entre les fibres musculaires blanches en fonction du temps

**Tableau 8 : Evolution de la distance entre les fibres musculaires blanches en fonction du temps**

CT1	CT2	CT3	CT4
45,41 $\mu\text{m} \pm 4,08$	79,36 $\mu\text{m} \pm 4,75$	62,00 $\mu\text{m} \pm 3,65$	70,97 $\mu\text{m} \pm 5,36$



**Figure 34: Evolution de la distance entre les fibres en fonction du temps**

La valeur moyenne de ce paramètre (la distance entre les fibres) augmente considérablement durant la période séparant le T1 et T2, elle diminue ensuite à T3 et augmente à nouveau à T4.

### III.3.5. Discussion :

L'endomysium et le perimysium sont des structures permettant la cohésion myotomale, au fur et à mesure du temps de stockage, la distance qui sépare les fibres musculaires augmente de manière spectaculaire entre T1 et T2. Cette augmentation est expliquée par l'altération des fibres musculaires et des protéines du tissu conjonctif. Ceux-ci corroborent exactement les observations relevées par Alami et al, 2003, qui mettent en cause les dissociations des fibres, due aux clivages des myomères appelé par les inspecteurs « phénomènes de **Gaping** ».

La diminution de la distance entre T2 et T3 est due apparemment à un manque de myotomes donc à une impossibilité de mesurer les distances qui séparent les fibres entre elles et qui s'explique lui-même par une déchirure et dispersion du muscle blanc.

Entre T3 et T4 un réajustement des mesures c'est fait juste sous le muscle intermédiaire c'est ce qui à conduit à un retour vers des distance presque égales à celles observées entre T1 et T2.

### III.4. Evolution de l'ensembles des structures histologiques étudiées en fonction du temps

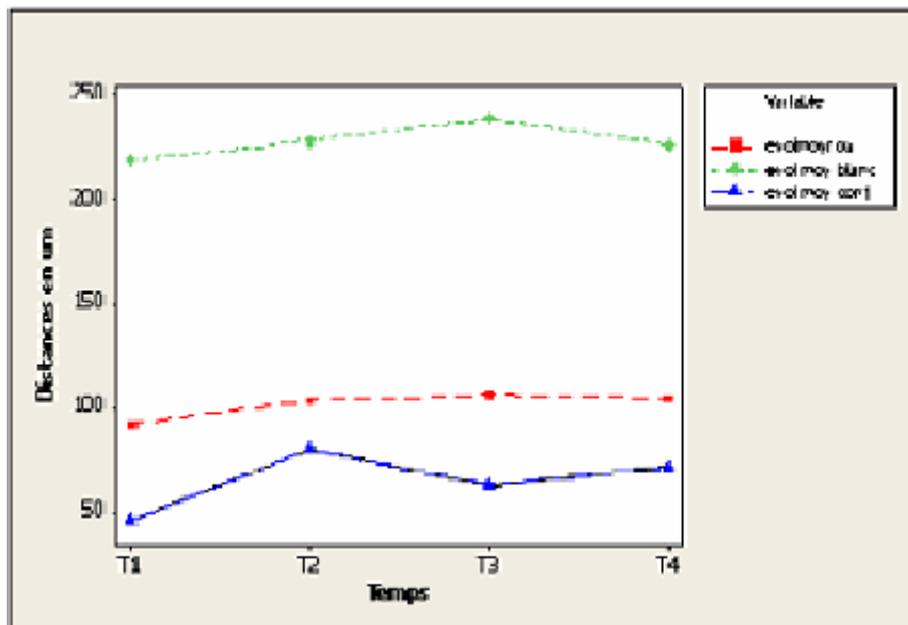


Figure 35 : évolution des différentes structures histologiques

On observe que les trois courbes de l'évolution du muscle rouge, blanc, et tissu conjonctif suivent le même schéma sauf qu'on note une perturbation concernant l'évolution du tissu conjonctif en raison du faible effectif déjà mentionné ci dessus, par déchirure et dispersion des fibres du muscle blanc.

#### IV. Conclusion

En Algérie la détection de la qualité des produits de la pêche se fait très souvent par les méthodes organoleptiques, bactériologiques et moins souvent par les méthodes physicochimiques.

Notre tentative d'impliquer le laboratoire d'histologie à donnée des résultats forts encourageants pour le stockage de l'Allache (*Sardinella aurita*) sujet de notre étude en milieu, ambiant ( $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ ) ce qui est très souvent le cas dans nos marchés.

La détérioration du produit se fait de manière très rapide sachant que les phénomènes de transformation d'une viande trouvent leur siège dans le muscle et le conjonctif (Alami., 2003 et El Okki., 2004).

Une étude morphométrique basée sur le calcul des diamètres des fibres musculaires et la distance qui séparent les fibres blanches entre elles ; c'est-à-dire emplacement du conjonctif ; a aboutit aux résultats suivants : Pour le muscle rouge on a obtenu une modification des fibres musculaires se traduisant par une augmentation qui passe de  $91,43\mu\text{m} \pm 2,74$  en RT1 à  $105,9\mu\text{m} \pm 3,21$  en RT3 puis une diminution voir une stabilisation à T 4 due très probablement aux phénomènes osmotiques. Cette observation a été confirmée par l'analyse statistique qui nous a montré qu'en aucun cas le diamètre de RT1 ne ressemble aux autres diamètres.

Pour le muscle blanc l'augmentation du diamètre des fibres musculaires est visible sur le graphe (figure 22) mais malheureusement le nombre de fibres mesurées ne peut du point de vue statistique confirmer nos observations. Bien qu'en phase T3 à 13h00 les coupes histologiques montrent une altération très marquée des fibres.

Quand à la mesure du conjonctif, le test statistique révèle une nette différence de la distance entre les fibres blanches qui augmente de manière très considérable ; elle passe de ICT1 [ $45,41\mu\text{m} \pm 4,08$ ] à ICT4 [ $70,97\mu\text{m} \pm 5,36$ ]. Entre les fibres blanches ; les coupes histologiques montrent bien ce phénomène.

Notre souhait est de faire d'autres mesures et d'autres tests statistiques pour déterminer dans le cas de l'Allache un intervalle de moyenne très précis du diamètre de fibres rouges et de la distance du conjonctif entre les fibres blanches qui nous permettra de faire office de référence de qualité. Dans notre cas ; La reproductibilité d'un nombre assez important de mesures est le seul moyen d'affirmer l'utilité du laboratoire d'histologie dans le monde de la qualité.

## ***Références Bibliographiques***

**Alami-Durante. H. 2003.** P.-Y. Rescan, Typologie et ontogenèse des fibres musculaires chez les poissons (I.N.R.A. Production animale Volume 16 / Numéro 2/ P145-155).

**Alexander R MCN 1969.** The orientation of muscle fibres in the myomers of fishes. J. Mar. Biol. Ass. UK ; 49, P 263-290.

**AOAC : Association of Official Analytical Chemists. 1995.**

**Ashmore C.R 1974.** Phenotypic expression of muscle fiber types and some implications to meat quality - Journal of Animal Science, 35, 5, P 1158-1163.

**Ashmore C.R 1972.** Tompkins G ; Doerr L : « Post natal development of muscle fiber types in domestic animals »- Journal of Animal Science (1972), 34, 1, P 37-41.

**Bone Q ; 1978.** Locomotor muscle. In W.S. Hoar and D.J. Rendall (eds), Fish Physiology, vol.VII, P 361-424. Academic Press, New York, London.

**Chéret Romuald ; 2005.** Effets des hautes pressions sur les indicateurs de maturation de la viande et d'altération du muscle de poisson.

**Décret exécutif n° 99-158.** du 7 Rabie Ethani 1420 correspondant au 20 juillet 1999 fixant les mesures d'hygiène et de salubrité applicables lors du processus de la mise à la consommation des produits de la pêche.

**El Okki El HadeF S; 2004.** Guide de l'inspection du poisson, (Dar El Houda), P11-12-13-18-19.

**F.A.O (Food and Agriculture Organization) 1999.**

**Gérard J 1988.** Torota. Nicolas. Anagnostakos ; Principes d'anatomie et de physiologie. P 206, 670, 672, 680.

**Girard. J.P.**Technologie de la viande et des produits carnés.

**Huss H. 1999.** F.A.O Document technique sur la pêche N° 384.

**HOLVOET C. et al, 2001.** J Gosset. G Tixerant, M Robolot, les produits de la pêche (information technique des services vétérinaire français). P 172- 173.

**I.I.F 2002. Institut international du froid, 2002.**

- Kaiser. C 1976.** Physiologie du système nerveux et du muscle -Ed. Flammarion P 1593-1609.
- Kathleen Lemieux 2003.** Mécanismes d'action de la contraction musculaire sur le transport de glucose dans les muscles squelettiques des rats PP 1-8.
- Kilaski W, Kozłowska M 1985.** Histochemical and electrospectral analysis of muscle fiber in myotomes of Teleost fish. Gegenbaurs Morphol. Jahrb ; 131, P 55-72.
- Mascarello. F. 1986.** Romanello M.G ; SCapolo P.A, 1986. Histochemical and immunohistochemical profile of pink muscle fibres in some teleost. Histochem, 84, P251-255.
- M.P.R.H 2003.** (Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques, 2003).
- Myoung Hun Park ; 2006.** Univariate Analysis and Normality Test,- The Trustees of Indiana University.
- Nanto et al 1999.**In Zelagui R 2007. Contribution des produits de dégradation de L'ATP à l'évaluation de la qualité post mortem des viandes conservées dans différentes conditions. Mémoire de fin d'étude Post graduation spécialisée en Sécurité des aliments. Ecole Nationale de la Santé Militaire.
- Ouali ; 1990.** In Geay et al 2002 (Production Animale volume 15 n° 1 fev).
- Rome L.C 1988.** Funke R.P., Alexandre R. Luiz G. Aldridge H., Scott F., FreadmanM. Why animals have different muscle fibre types. Nature, 335,824-827.
- Rome. LC. 1998.** Comparative biochemistry and physiology Part B 120 P51-54-72.
- Saincliver M, 1983.** L'industrie Alimentaire Halieutique, Science agronomique P 7-8.
- Sanger A 1988.** Claassen H, Adam H ; The arrangement of muscle fiber types in the axial muscle of various cyprinids (Teleostei). Zool. Anz ; 211, P 44-49.
- Sanger A 1989.** Goldschid G ; Adam H. Muscle fiber type distribution in various cyprinids. Progr. Zool, 35, P 561-563.
- Staruskiewics et al 1977.**In Zelagui R, 2007. Contribution des produits de dégradation de L'ATP à l'évaluation de la qualité post mortem des viandes conservées dans différentes conditions. Mémoire de fin d'étude Post graduation spécialisée en Sécurité des aliments. Ecole Nationale de la Santé Militaire.

**Stoiber W 2002.** Haslett J.R ; Steinbacher P ; Freimuller M ; Sanger A.M ; Tonic fibres in axial muscle of cyprinid fish larvae : their definition, possible origins and functional importance. Anat Embryol ; 205 P 113-124.

**Université de la Rochelle ; 2005.** Journal du campus de l'université de la Rochelle France.

**Van Leeuwen J.L 1999.** A mechanical analysis of myomere shape in fish. J. Exp. Biol ; 202, P3405-3414.

**Van Raamsdonk W 1978.** Tekronnie G. Differentiation of muscle fiber types in Teleost *Brachidanio rario*. Anal. Embryol. 153, 137-155.

**Van Raamsdonk W 1980.** Tekronnie G; Pool C. W; Van de Laarse W. An immune histochemical and enzymic characterization of the muscle fibres in myotomal muscle of the Teleost *Brachidanio rerio*, Hamilton-Buchanan Acta Histochem; 67, P200-216.

**Van Raamsdonk W 1982.** Van't Veer L; Veeken K, Heyting C; Pool C. W. Differentiation of muscle fiber types in the Teleost *Brachidaio rerio*, the zebrafish Anat Embryol, 164, P51-62.

**Zelagui 2007.** Contribution des produits de dégradation de L'ATP à l'évaluation de la qualité post mortem des viandes conserves dans différentes conditions. Mémoire de fin d'étude Post graduation spécialisée en Sécurité des aliments. Ecole Nationale de la Santé Militaire.

**Zouambi B 2002.** Contrôle physicochimique de la Qualité du poisson Cours pasteur.

**Zouambi B 2008.** Projet N° F : 1608/07/06 pêché en Algérie Rapport CNEPRU.

### ***Références électroniques***

[www.spiao.uhp-nancy.fr/kohler/muscle/présentation](http://www.spiao.uhp-nancy.fr/kohler/muscle/présentation).

[www.wikipedia.org/wiki/muscle](http://www.wikipedia.org/wiki/muscle).

[www.futura-science.fr](http://www.futura-science.fr).

## Annexes :

**Annexe 01** : les valeurs des diamètres des fibres musculaires rouges dans les 4 tempos

RT1	RT2	RT3	RT4
102,75	76,10	84,75	125,00
120,35	87,60	94,50	86,15
128,50	101,95	120,00	84,10
81,00	91,30	108,95	115,15
85,85	93,30	105,60	91,95
97,50	107,75	92,65	109,85
104,60	114,35	100,55	95,55
89,50	114,35	104,20	98,05
101,00	129,15	113,20	94,80
95,90	123,15	102,90	128,30
94,75	126,80	109,90	99,55
90,00	108,75	127,20	94,20
92,50	127,85	123,60	103,45
98,90	87,85	94,50	121,05
95,95	103,45	107,90	125,20
89,10	109,55	81,70	113,65
90,95	96,35	105,55	114,55
64,85	91,75	104,80	88,95
91,15	110,80	96,25	109,00
93,95	94,80	101,90	122,30
60,50	80,80	98,00	99,15
75,60	107,50	151,10	84,15
85,00	95,60		
79,00	89,70		
87,70	102,50		
95,45	128,58		
76,25	123,19		
	96,20		
	88,60		
	91,80		

**Annexe 02** : les valeurs des diamètres des fibres musculaires blancs dans les 4 tempos

BT1	BT2	BT3	BT4
254,10	107,10	219,45	167,00
242,10	239,30	*	209,00
210,60	245,50	*	*
157,30	175,05	225,65	186,60
166,40	256,00	266,10	230,25
106,50	255,55	*	281,75
300,70	210,40	198,75	*
300,70	226,40	*	300,25
160,65	297,47	*	247,15
360,15	383,70	*	280,15
274,60	165,35	*	110,40
241,80	198,15	*	265,95
249,00	209,35	200,45	263,00
300,00	233,80	*	*
249,30	247,45	298,25	206,60
130,40	245,90	270,60	234,85
231,75	238,60	185,35	298,45
215,15	201,75	172,30	317,35
233,40	222,70	*	232,20
132,10	209,20	280,85	138,85
158,00	270,50	301,35	116,45
188,25	270,80		241,40
196,80	179,00		234,55
176,90	223,25		290,30
226,42	270,75		221,05
235,60	162,35		185,80
196,56	204,50		159,30

**Annexe 03** : les valeurs des distances entre les fibres musculaires blancs (tissu conjonctif)

CT1	CT2	CT3	CT4
18,20	55,35	66,60	83,05
18,85	108,20	*	60,15
17,55	47,55	*	*
32,55	40,45	*	59,30
36,30	57,85	67,15	61,80
32,40	76,55	*	110,20
18,85	67,65	47,15	*
32,60	67,65	*	79,30
36,10	68,11	*	67,10
32,15	53,10	*	58,90
89,20	129,70	*	32,60
73,10	91,10	*	66,60
71,50	51,30	68,80	107,65
73,90	106,25	*	*
60,10	85,00	57,65	85,75
78,60	68,05	64,50	46,70
71,65	101,67	45,55	60,25
44,60	95,50	66,50	42,40
73,85	35,40	*	91,60
42,75	43,75	52,35	73,70
46,30	60,35	83,75	55,35
46,60	66,35		38,30
44,75	125,80		67,75
44,40	99,56		152,95
80,20	89,07		58,85
57,70	115,32		86,15
29,60	109,66		56,95
23,90	99,68		
18,50	78,00		

**Annexe 4 : statistique descriptive RT1; RT2; RT3; RT4**

Variable	N	moyenne	ES moyenne	DS	Minimum	Q1	Médiane	Q3	Maximum
RT1	27	91,43	2,74	14,25	60,50	85,00	91,15	97,50	128,50
RT2	30	103,38	2,74	15,01	76,10	91,64	102,23	114,35	129,15
RT3	22	105,90	3,21	15,08	81,70	95,81	104,50	110,73	151,10
RT4	22	104,73	3,05	14,30	84,10	93,64	101,50	116,63	128,30

**Annexe 5 : Intervale de confiance et test T: RT1; RT2**

Estimation de la différence: -11, 9529 .À 95% l'intervale de confiance est compris: (-19, 7245; -4, 1813)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,003.

**Annexe 6 : Intervale de confiance et test T: RT1; RT3**

Estimation de la différence: -14.6477 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-22,9878; -5,9476)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,001.

**Annexe 7 : Intervale de confiance et test T: RT1; RT4**

Estimation de la différence: -13,3040 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-21,5674; -5,0406)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,002.

**Annexe 8 : Intervale de confiance et test T: RT2; RT3**

Estimation de la différence: -2,51479 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-11,02212; 5,99255)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,555.

**Annexe 9 : Intervale de confiance et test T: RT2; RT4**

Estimation de la différence: -1,35115 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-9,60256; 6,90026)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,743.

**Annexe 10 : Intervale de confiance et test T: RT3; RT4**

Estimation de la différence: 1,16364 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-7,78333; 10,11060)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,794.

**Annexe 11 : statistique descriptive BT1; BT2; BT3; BT4**

Variable	N	moyenne	ES moyenne	DS	Minimum	Q1	Mediane	Q3	maximum
BT1	27	218,3	11,5	59,9	106,5	166,4	226,4	249,3	360,2
BT2	27	227,77	9,89	51,37	107,10	201,75	226,40	255,55	383,70
BT3	11	238,1	14,1	46,8	172,3	198,8	225,7	280,9	
BT4	24	225,8	11,9	58,2	110,4	186,0	233,4	276,6	

**Annexe 12 : Intervale de confiance et test T: BT1; BT2**

Estimation de la différence: -9,43111 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-39,93223; 21,07001)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,537.

**Annexe 13 : Intervale de confiance et test T: BT1; BT3**

Estimation de la différence: -19,7581 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-57,4318; 17,9155)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,289.

**Annexe 14 : Intervale de confiance et test T: BT1; BT4**

Estimation de la différence: -7,43523 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-40,71518; 25,84472)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,655.

**Annexe 15 : Intervale de confiance et test T: BT2; BT3**

Estimation de la différence: -10,3270 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-46,2472; 25,5931)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,555.

**Annexe 16 : Intervale de confiance et test T: BT2; BT4**

Estimation de la différence: 1,99588 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-29,11159; 33,10334)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,898.

**Annex 17 : Intervale de confiance et test T: BT3; BT4**

Estimation de la différence: 12,3229 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-25,8152; 50,4610)  
Le test T de difference: la valeur P = 0,511.

**Annexe 18 : statistique descriptive CT1; CT2; CT3; CT4**

Variable	N	moyenne	ES moyenne	DS	Minimum	Q1	Mediane	Q3	maximum
CT1	30	45,41	4,08	22,33	15,55	28,18	43,58	71,54	89,20
CT2	30	79,36	4,75	26,04	35,40	57,23	77,28	100,18	129,70
CT3	10	62,00	3,65	11,53	45,55	51,05	65,50	67,56	83,75
CT4	24	70,97	5,36	26,27	32,60	57,43	64,20	85,08	152,95

**Annexe 19 : Intervale de confiance et test T: CT1; CT2**

Estimation de la différence: -33,9523 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-46,4999; -21,4048)

Le test T de différence: la valeur P = 0,000

**Annexe 20 : Intervale de confiance et test T: CT1; CT3**

Estimation de la différence: -16,5900 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-27,7614; -5,4186)

Le test T de différence: la valeur P = 0,005

**Annexe 21 : Intervale de confiance et test T: CT1; CT4**

Estimation de la différence: -25,5629 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-39,1321; -11,9937)

Le test T de différence: la valeur P = 0,000

**Annexe 22 : Intervale de confiance et test T: CT2; CT3**

Estimation de la différence: 17,3623 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (5,1852; 29,5395)

Le test T de différence: la valeur P = 0,007

**Annexe 23 : Intervale de confiance et test T: CT2; CT4**

Estimation de la différence: 8,38942 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-6,01381; 22,79265)

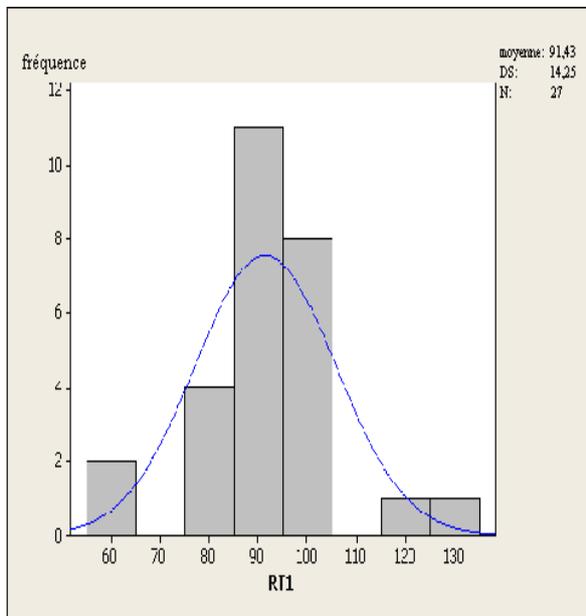
Le test T de différence: la valeur P = 0,247

**Annexe 24 : Intervale de confiance et test T: CT3; CT4**

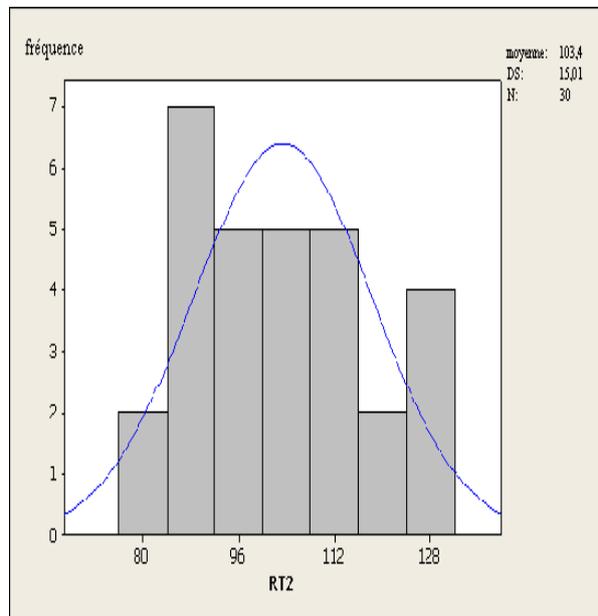
Estimation de la différence: -8,97292 .À 95% l'intervale de confiance est compris : (-22,19975; 4,25392)

Le test T de différence: la valeur P = 0,176.

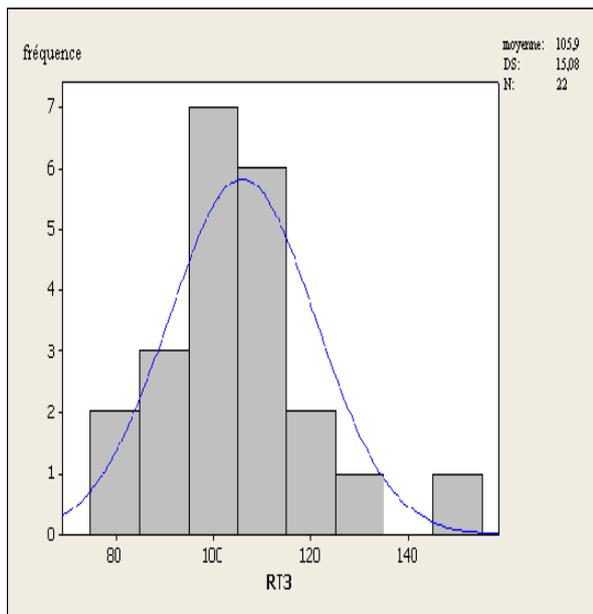
**Annexe 25 : Histogrammes et courbes de la loi normale**



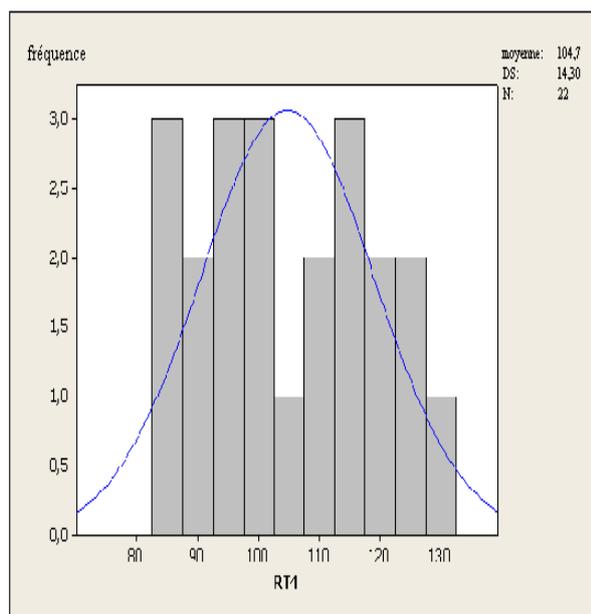
Histogramme avec courbe de la loi normale de RT1



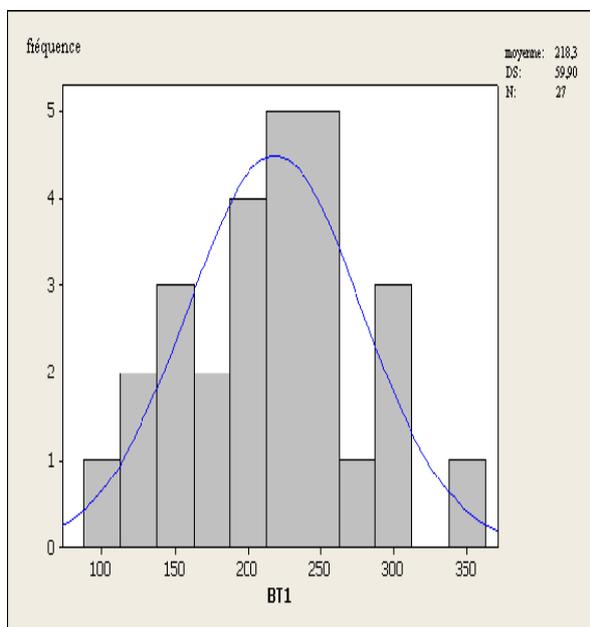
Histogramme avec courbe de la loi normale de RT2



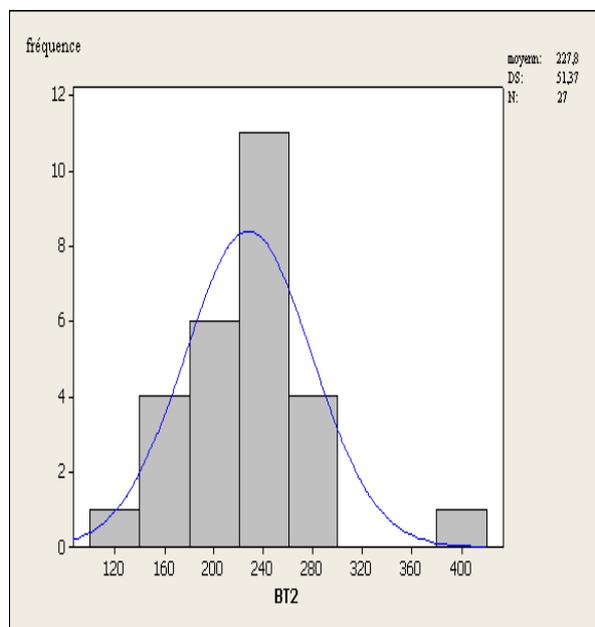
Histogramme avec courbe de la loi normale de RT 3



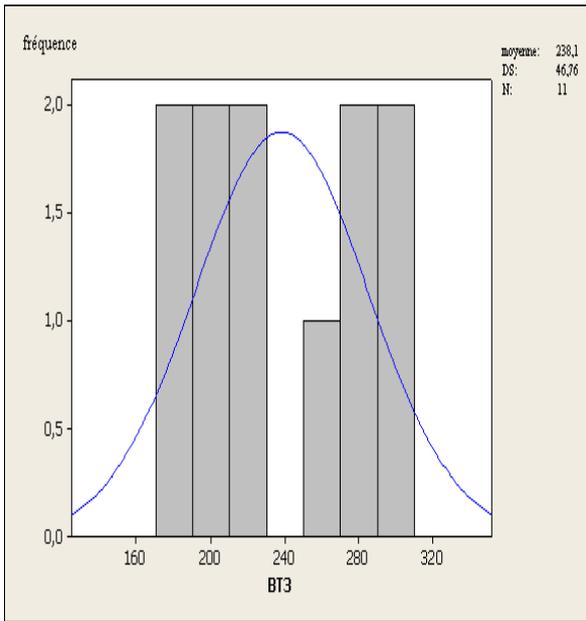
Histogramme avec courbe de la loi normale de RT4



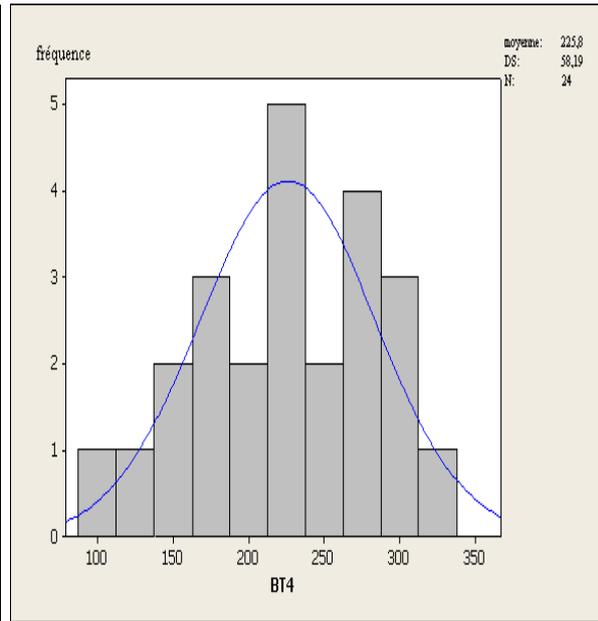
Histogramme avec courbe de la loi normale de BT1



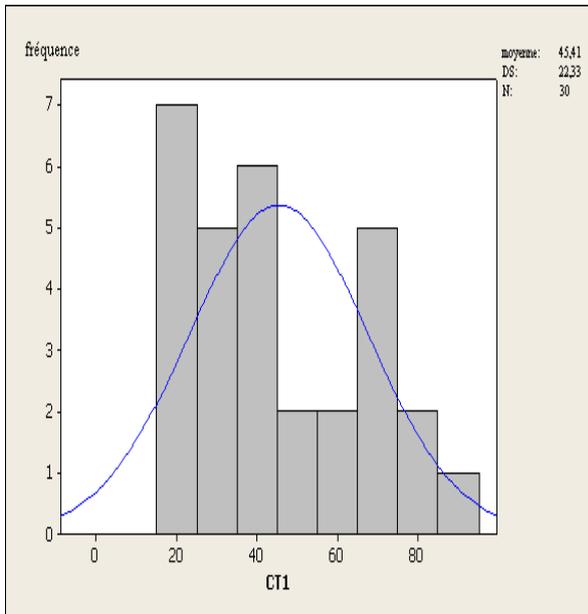
Histogramme avec courbe de la loi normale de BT2



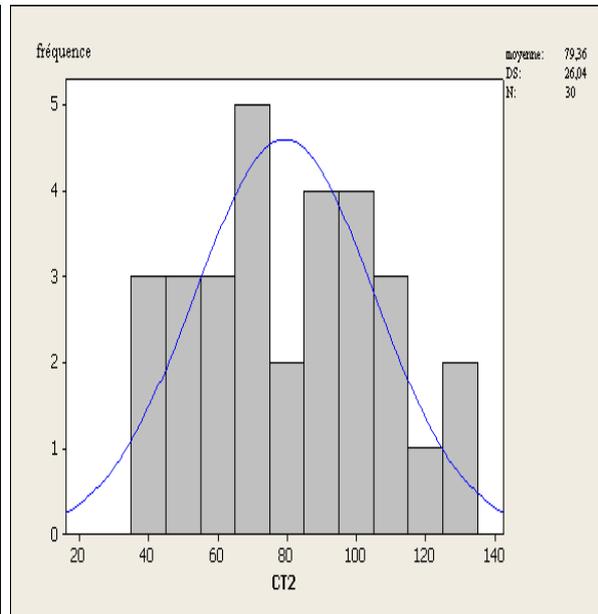
Histogramme avec courbe de la loi normale de BT 3



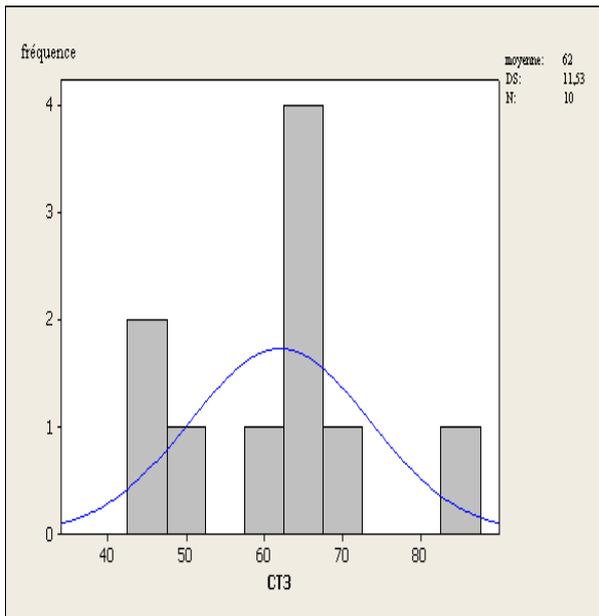
Histogramme avec courbe de la loi normale de BT4



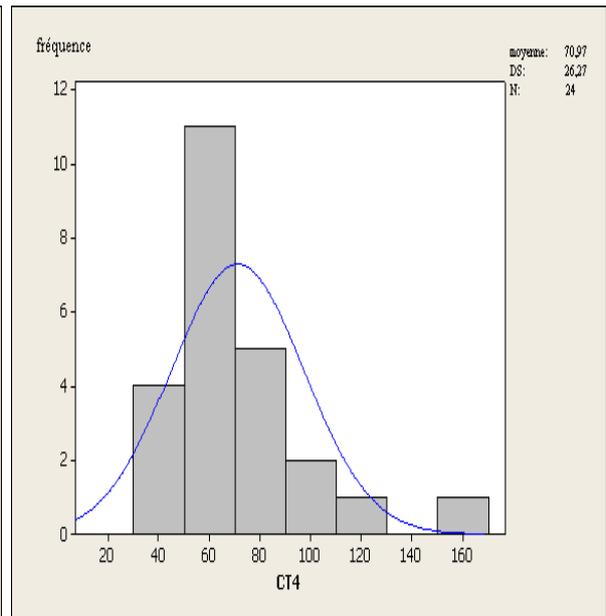
Histogramme avec courbe de la loi normale de CT1



Histogramme avec courbe de la loi normale de CT2



Histogramme avec courbe de la loi normale de CT3



Histogramme avec courbe de la loi normale d e CT4

## RESUME

En sécurité sanitaire des aliments, la détermination des critères de qualité de la chair du poisson, utilise en laboratoires de physicochimie du matériel lourd et coûteux. Le laboratoire de microbiologie est tenu par un temps assez long pour avoir des résultats ; alors que les méthodes organoleptiques sont parfois contestées.

Dans l'espoir de trouver un moyen rapide, facile, et qui nécessite peu de moyens; nous avons sollicité le laboratoire d'histologie.

L'analyse morphométrique des myotomes de (*Sardinella aurita*) appelé communément l'Allache a révélé une différence significative entre l'aspect des fibres musculaires durant la journée et stocker en milieu ambiant ( $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ ).

Mots clés : poisson, qualité, morphométrie, myotome, *Sardinella aurita*.

## SUMMARY

In sanitary safety (security) of food, the determination of the quality criteria of the flesh of a fish uses in laboratories of food chemistry the heavy and expensive equipment. The laboratory of microbiology is held by rather long time to have results; while the organoleptic methods are sometimes disputed.

The analysis myotomes morphometry of (*Sardinella aurita*) called collectively Allache has revealed a significant difference between the aspect of the muscular cells during day and store in ambient environment (middle) ( $20^{\circ}\text{C} \pm 2$ ).

Key words: fish, quality, morphometry, myotomes, *Sardinella aurita*.