

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

ECOLE NATIONALE SUPERIEURE VETERINAIRE D'EL -HARRACH

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة- الحراش - الجزائر

PROJET DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION

DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME :

***ESSAI DE DETERMINATION DES MODIFICATIONS
HISTOLOGIQUES QUI SURVIENNENT DANS LES
MYOTOMES DE LA CHAIR DE SARDENELLA AURITA A
L'ETAT CONGELE***

Présenté par : Mr. LATRECHE Fodhil

Mr. MAHDI Salah Eddine

Soutenu le : 28/06/2009

Le jury :

Présidente : Melle ILES

Maître assistante classe A l'ENSV

Promotrice : Mme ZOUAMBI

Maître assistante classe A l'ENSV

Examinatrice1 : Melle MOKRANI

Maître assistante classe A l'ENSV

Examinatrice2 : Mme HADADJ

Maître assistante classe A l'ENSV

Année universitaire : 2008/2009



Remerciements

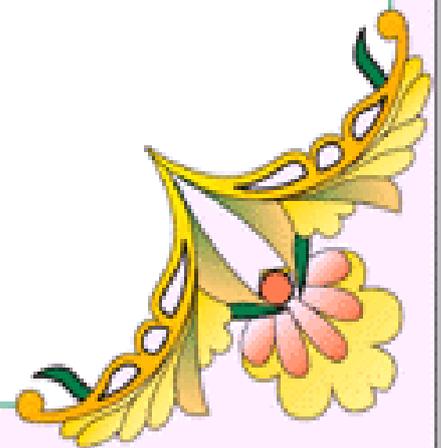
Nous tenons à remercier :

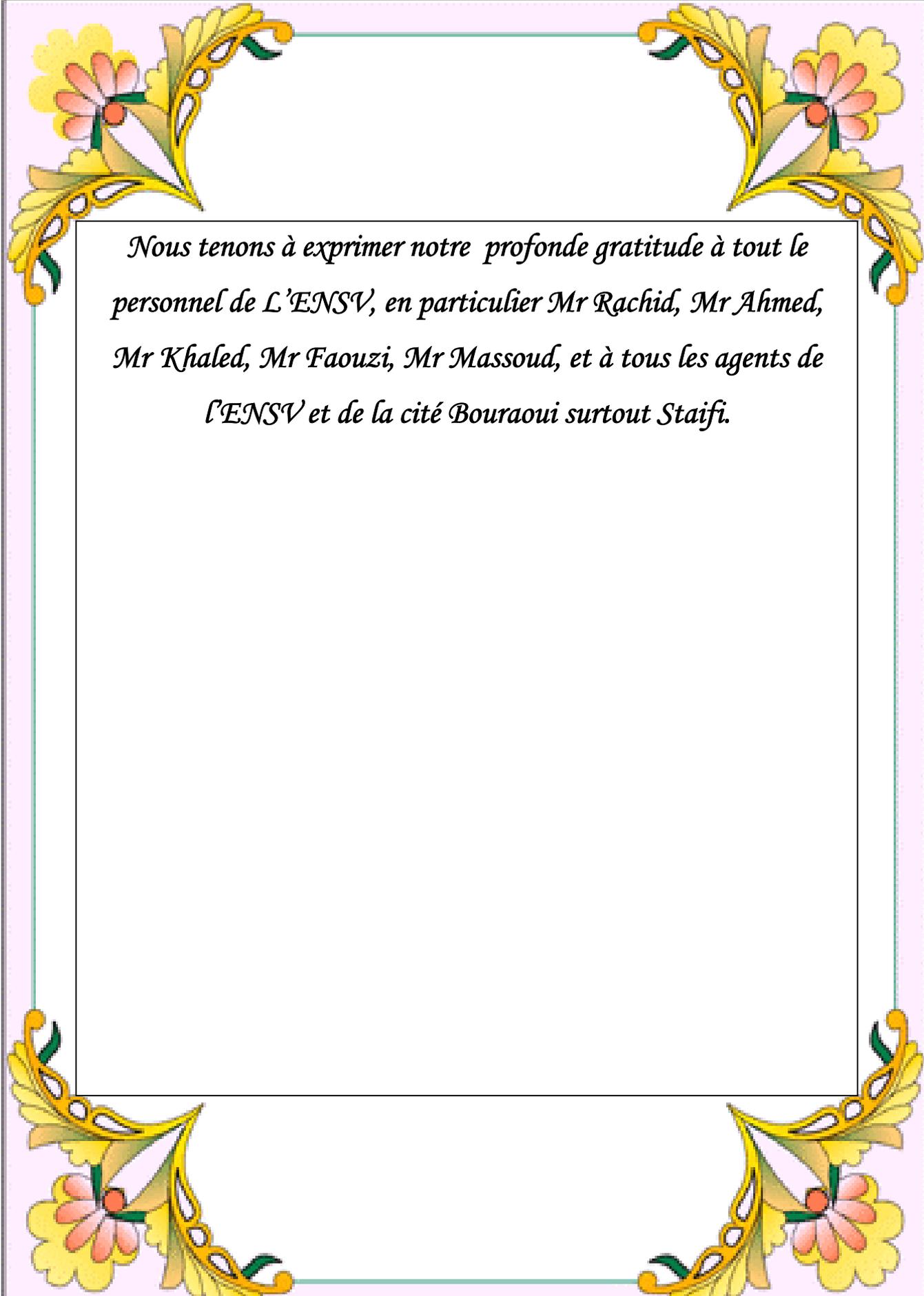
M^{me} ZOUAMBI, Maître assistante à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, promotrice, qui nous a constamment encouragés et conseillé pour la réalisation de ce travail.

M^{lle} Illes, Maître assistante à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger d'avoir bien voulu accepter de présider le jury.

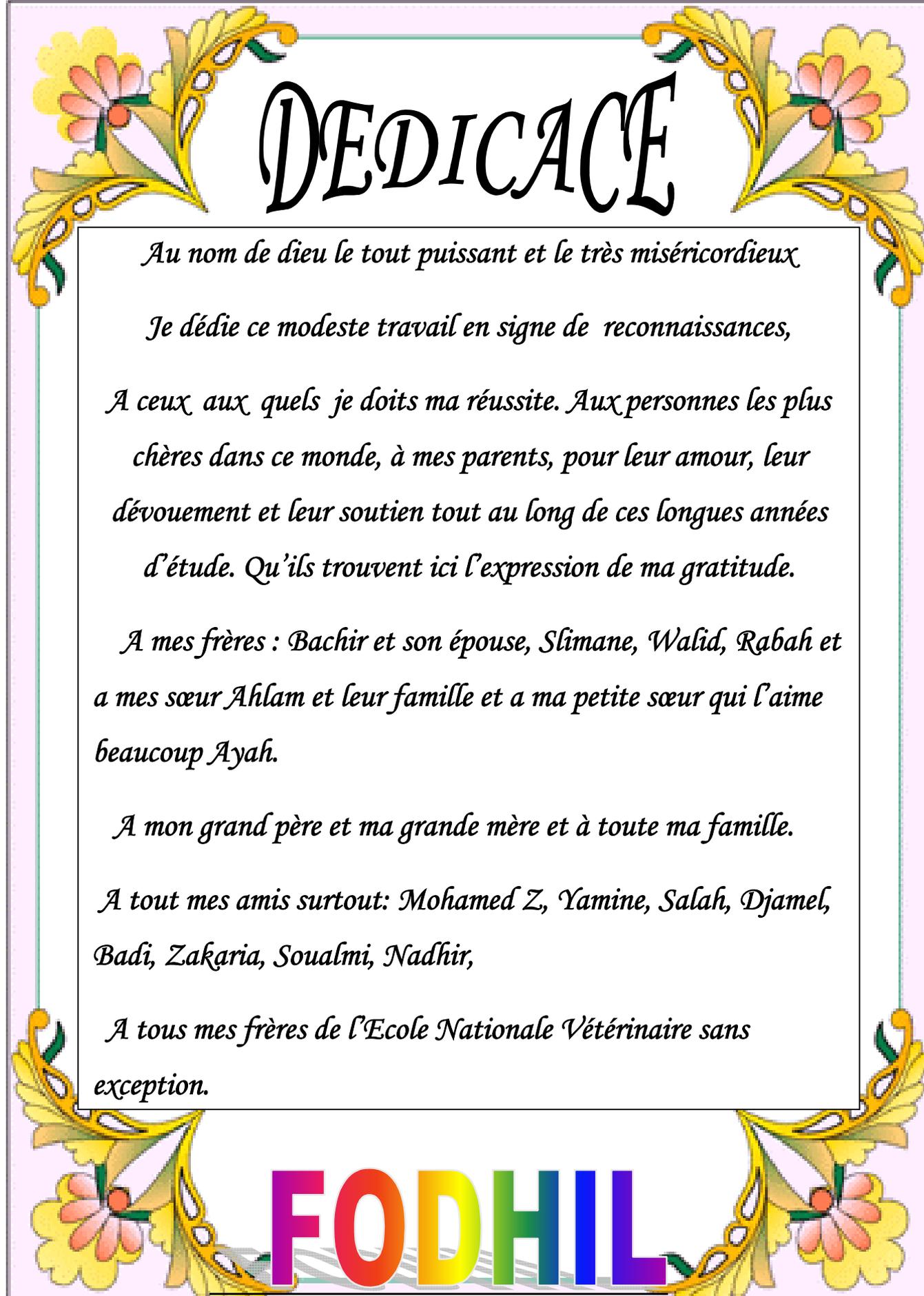
M^{lle} Mokrani, Maître assistante à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger pour avoir bien voulu examiner notre travail.

M^{me} Haddaje, Maître assistante à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour avoir bien voulu examiner notre travail.





Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à tout le personnel de L'ENSV, en particulier Mr Rachid, Mr Ahmed, Mr Khaled, Mr Faouzi, Mr Massoud, et à tous les agents de l'ENSV et de la cité Bouraoui surtout Staifi.



DEDICACE

Au nom de dieu le tout puissant et le très miséricordieux

Je dédie ce modeste travail en signe de reconnaissances,

A ceux aux quels je dois ma réussite. Aux personnes les plus chères dans ce monde, à mes parents, pour leur amour, leur dévouement et leur soutien tout au long de ces longues années d'étude. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma gratitude.

A mes frères : Bachir et son épouse, Slimane, Walid, Rabah et a mes sœur Ahlam et leur famille et a ma petite sœur qui l'aime beaucoup Ayah.

A mon grand père et ma grande mère et à toute ma famille.

A tout mes amis surtout: Mohamed Z, Yamine, Salah, Djamel, Badi, Zakaria, Soualmi, Nadhir,

A tous mes frères de l'Ecole Nationale Vétérinaire sans exception.

FODHIL

DEDICACE

Je dédie ce travail...

*A, mon père et à ma très chère mère qui m'ont
chaleureusement aidé,*

A la mémoire de mon grand-père, et grand-mère

*A, ma unique et chère sœur Nour El Djenna, petit oiseaux
Mohamed, à mes frères Sami, , Naoui, Halim, Hakim et
son épouse qui ont su me donner de précieux conseils et
aider dans les moments difficiles,*

A toute la famille Mahdi de Hammam Dalàa,

*A, mes oncles surtout Khader et ces enfants, pour leurs
encouragements,*

*A, tous mes amis de Hammam Dalàa surtout Farid et
Basset.*

*A, mes camarades qui a tant donné pour que nous
achevions ce travail,*

*A tous mes amis et copains d'études surtout Yamine,
Fodhil, Zaouali, Badi, Djamel, Toto, Zakaria et Soualmi
Aux prochaines promotions que je ne manquerai pas
d'encourager,*

A tous ceux que j'aime.

SALAH

SOMMAIRE

| | |
|---------------------------|---|
| INTRODUCTION | 1 |
|---------------------------|---|

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

| | |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| I. GENERALITES SUR LE MUSCLE | 2 |
| I.1. Structure générale du muscle..... | 2 |
| I.1.1. Fibres musculaires (extra-fusales) | 2 |
| I.1.2. La case musculaire | 3 |
| I.1.3. Myofilaments de myosine et d'actine..... | 4 |
| I.2. Structure de muscle squelettique du poisson..... | 5 |
| I.2.1. La fibre musculaire..... | 5 |
| I.2.2. Tissu conjonctif..... | 6 |
| I.2.3. Disposition anatomique générale de la chair de poisson..... | 7 |
| I.2.3.1. Les muscles dits grands latéraux..... | 7 |
| I.2.3.2. Les muscles rouges..... | 7 |
| I.2.3.3. Les muscles commandant les nageoires..... | 8 |
| I.3. Diversité des fibres musculaires chez les poissons..... | 8 |
| I.4. Composition chimique..... | 10 |
| II. REGLE D'UTILISATION DU FROID | 10 |
| III. EFFET DE FROID CONTRE L'ALTERATION DES ALIMENTS | 10 |
| III.1. Effet de la température sur le ralentissement voir l'arrêt de l'altération des aliments..... | 10 |
| IV. DIFFERENT FORMES DE FROID | 11 |
| IV.1. La réfrigération..... | 12 |
| IV.2. La Congélation..... | 12 |
| IV.3. La surgélation..... | 12 |
| V. EFFET DE LA CONGELATION SUR LES VIANDES | 12 |
| V.1. La vitesse de congélation..... | 13 |
| V.1.1. Faible..... | 13 |
| V.1.2. Intermédiaire..... | 13 |
| V.1.3. Elevée..... | 13 |
| V.2. Altérations structurales du muscle de poisson par la congélation..... | 14 |
| VI. LA DECONGELATION DES POISSONS | 15 |
| VI.1. L'examen à l'état décongelé..... | 15 |

| | |
|--------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| VI.1.1. Changement de couleur..... | 15 |
| VI.1.2. Détérioration de la paroi abdominale et éventration..... | 15 |
| VI.1.3. Manque de cohésion des myotomes..... | 16 |
| VI.1.4. Odeur..... | 16 |
| VII. Quelques techniques utilisées pour l'étude des myotomes chez les poissons..... | 16 |
| VIII. Caractéristiques morphométriques..... | 17 |

PARTIE EXPERIMENTALE

| | |
|----------------------------------------------------------|-----------|
| I. Objectif | 19 |
| II. Matériels et méthodes..... | 19 |
| II.1.1. Classification du poisson utilisé..... | 19 |
| II.1.2. Échantillonnage..... | 19 |
| II.1.3. Techniques de prélèvement..... | 20 |
| II.2. Préparations des lames histologiques..... | 20 |
| II.2.1. La préparation des tissus..... | 20 |
| II.2.2. Coloration topographique à Hemalum Eosine..... | 20 |
| II.2.2.1. Principe..... | 20 |
| II.2.2.2. Réactifs..... | 21 |
| II.2.2.3. Mode opératoire..... | 21 |
| II.2.2.3.1. Déparaffinage..... | 21 |
| II.2.2.3.2. Hydratation..... | 21 |
| II.2.2.3.3. Coloration..... | 21 |
| II.2.2.3.4. Déshydratation..... | 21 |
| II.2.2.3.5. Eclaircissement..... | 21 |
| II.2.2.3.6. Montage..... | 21 |
| II.3. Observation..... | 21 |
| II.4. Analyses d'images..... | 23 |
| III. Exploitation et traitement des données | 23 |
| III.1. Exploitations des lames..... | 23 |
| III.2. Traitements des données et étude statistique..... | 23 |
| III.2.1. Test de normalité Kolmogorov-Smirnov..... | 24 |
| III.2.2. Analyses des donné..... | 24 |
| III.2.2.1. le muscle rouge..... | 24 |
| III.2.2.1.1. Statistique descriptive..... | 25 |

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| III.2.2.1.2. Comparaison des diamètres moyens du muscle rouge..... | 26 |
| III.2.2.1.3. Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps..... | 27 |
| III.2.2.1.4. Discussion (Evolution du muscle rouge durant la phase de congélation)..... | 27 |
| III.2.2.2. le muscle blanc :..... | 28 |
| III.2.2.2.1. Statistique descriptive: BT1; BT2; BT3; BT4; BT5; BT6 et BT7..... | 29 |
| III.2.2.2.2. Comparaison des diamètres moyens du muscle blancs..... | 29 |
| III.2.2.2.3. Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps..... | 30 |
| III.2.2.2.4. Discussion (Evolution du muscle blanc durant la phase de congélation)..... | 30 |
| III.2.2.3. le tissu conjonctif..... | 30 |
| III.2.2.3.1. Statistique descriptive: CJT1; CJT2; CJT3; CJT4; CJT5; CJT6 et CJT7..... | 32 |
| III.2.2.3.2. Comparaison des diamètres moyens du tissu conjonctif..... | 32 |
| III.2.2.3.3.Evolution de la distance entre les fibres musculaire blanche en fonction du temps..... | 32 |
| III.2.2.3.4. Discussion..... | 33 |
| IV. Conclusion..... | 34 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE..... | 35 |
| ANNEXES..... | 38 |
| RESUME..... | 47 |

Liste des tableaux et figures relatifs

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tableau n°1: Effet de la température sur l'altération des aliments..... | 10 |
| Tableau n°2: Incidence de la vitesse de congélation sur l'exsudation à la décongélation..... | 13 |
| Tableau n°3: Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes..... | 16 |
| Tableau n°4: Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes..... | 17 |
| Tableau n°5 : Comparaison de moyens diamètres de muscles rouges en différents temps..... | 26 |
| Tableau n°6: Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps..... | 27 |
| Tableau n°7 : Comparaison de moyens diamètres de muscles blancs en différents temps..... | 29 |
| Tableau n°8: Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps..... | 30 |
| Tableau n°9: Comparaison de moyens diamètres de tissu conjonctif en différents temps. | |
| Tableau n°10: Evolution de la distance entre les fibres blanche en fonction du temps..... | 48 |

LISTE DES FIGURES ET PHOTOS

| | |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---|
| Figure N° 1: coupe transversale d'un muscle strié squelettique..... | 2 |
| Figure N° 2: coupes de fibres musculaires striées squelettique en travers et en long..... | 3 |
| Figure N° 3: Correspondance entre la structure du sarcomère et la structure filamentaire des myofibrilles..... | 4 |
| Figure N° 4 : Disposition et types de fibres..... | 9 |

LISTE DES PHOTOS

| | |
|----------------------------------------------|----|
| Photo n°1 : Lame de muscle de T1..... | 22 |
| Photo n°2 : Lame de muscle de T2..... | 22 |
| Photo n°3 : Lame de muscle de T3..... | 22 |
| Photo n°4 : Lame de muscle de T4..... | 22 |
| Photo n°5 : Lame de muscle de T5..... | 22 |
| Photo n°6 : Lame de muscle de T6..... | 22 |
| Photo n°7 : Lame de muscle de T7..... | 23 |

LISTE DES GRAPHERS

| | |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| GRAPHE N° 1 : graphe de probabilité RT1 (normale)..... | 24 |
| GRAPHE N° 2 : graphe de probabilité RT2 (normale) | 24 |
| GRAPHE N° 3 : graphe de probabilité RT3 (normale) | 24 |
| GRAPHE N° 4 : graphe de probabilité RT4 (normale). | 24 |
| GRAPHE N° 5 : graphe de probabilité RT5 (normale)..... | 24 |
| GRAPHE N° 6 : graphe de probabilité RT6 (normale)..... | 24 |
| GRAPHE N° 7 : graphe de probabilité RT7 (normale)..... | 25 |
| GRAPHE N° 8 : Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps..... | 27 |
| GRAPHE N° 9 : graphe de probabilité BT1 (normale) | 28 |
| GRAPHE N° 10 : graphe de probabilité BT2 (normale) | 28 |
| GRAPHE N° 11 : graphe de probabilité BT3 (normale) | 28 |
| GRAPHE N° 12 : graphe de probabilité BT4 (normale) | 28 |
| GRAPHE N° 13 : graphe de probabilité BT5 (normale)..... | 28 |
| GRAPHE N° 14 : graphe de probabilité BT6 (normale)..... | 28 |
| GRAPHE N° 15 : graphe de probabilité BT7 (normale)..... | 28 |
| GRAPHE N° 16 : Evolution du diamètre moyen des fibres blanc en fonction du temps..... | 30 |
| GRAPHE N° 17 : graphe de probabilité Cj T1 (normale)..... | 30 |
| GRAPHE N° 18 : graphe de probabilité CjT2 (normale)..... | 30 |
| GRAPHE N° 19 : graphe de probabilité CjT3 (normale)..... | 30 |
| GRAPHE N° 20 : graphe de probabilité CjT4 (normale)..... | 31 |
| GRAPHE N° 21 : graphe de probabilité CjT5 (normale)..... | 31 |
| GRAPHE N° 22 : graphe de probabilité CjT6 (normale)..... | 31 |
| GRAPHE N° 23 : graphe de probabilité CjT7 (normale)..... | 31 |
| GRAPHE N° 24 : Evolution de la distance entre les fibres blanches en fonction du temps..... | 32 |

LISTES DES ANNEXES

LES POX BLOTS

- POX BLOTS N°1** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT2
- POX BLOTS N°2** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT3
- POX BLOTS N°3** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT4
- POX BLOTS N°4** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT5
- POX BLOTS N°5** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT6
- POX BLOTS N°6** : Comparaison des moyennes RT1 ; RT7
- POX BLOTS N°7** : Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT3
- POX BLOTS N°8** : Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT4
- POX BLOTS N°9** : Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT5
- POX BLOTS N°10** : Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT6
- POX BLOTS N°11** : Comparaison entre les moyennes RT2 ; RT7
- POX BLOTS N°12** : Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT4
- POX BLOTS N°13** : Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT5
- POX BLOTS N°14** : Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT6
- POX BLOTS N°15** : Comparaison entre les moyennes RT3 ; RT7
- POX BLOTS N°16** : Comparaison entre les moyennes RT4 ; RT5
- POX BLOTS N°17** : Comparaison entre les moyennes RT4 ; RT6
- POX BLOTS N°18** : Comparaison entre les moyennes RT4 ; RT7
- POX BLOTS N°19** : Comparaison entre les moyennes RT5 ; RT6
- POX BLOTS N°20** : Comparaison entre les moyennes RT5 ; RT7
- POX BLOTS N°21** : Comparaison entre les moyennes RT6 ; RT7
- POX BLOTS N°22** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT2
- POX BLOTS N°23** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT3
- POX BLOTS N°24** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT4
- POX BLOTS N°25** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT5
- POX BLOTS N°26** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT6
- POX BLOTS N°27** : Comparaison entre les moyennes BT1 ; BT7
- POX BLOTS N°28** : Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT3
- POX BLOTS N°29** : Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT4
- POX BLOTS N°30** : Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT5
- POX BLOTS N°31** : Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT6
- POX BLOTS N°32** : Comparaison entre les moyennes BT2 ; BT7
- POX BLOTS N°33** : Comparaison entre les moyennes ; BT3;BT4
- POX BLOTS N°34** : Comparaison entre les moyennes ; BT3;BT5
- POX BLOTS N°35** : Comparaison entre les moyennes ; BT3;BT6

POX BLOTS N°36 : Comparaison entre les moyennes ; BT3;BT7
POX BLOTS N°37 : Comparaison entre les moyennes ; BT4;BT5
POX BLOTS N°38 : Comparaison entre les moyennes ; BT4;BT6
POX BLOTS N°39 : Comparaison entre les moyennes ; BT4;BT7
POX BLOTS N°40 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT2
POX BLOTS N°41 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT3
POX BLOTS N°42 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT4
POX BLOTS N°43 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT5
POX BLOTS N°44 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT6
POX BLOTS N°45 : Comparaison entre les moyennes CJT1 ; CJT7
POX BLOTS N°46 : Comparaison entre les moyennes CJT2 ; CJT3
POX BLOTS N°47 : Comparaison entre les moyennes CJT2 ; CJT4
POX BLOTS N°48 : Comparaison entre les moyennes CJT2 ; CJT5
POX BLOTS N°49 : Comparaison entre les moyennes CJT2 ; CJT6
POX BLOTS N°50 : Comparaison entre les moyennes CJT2 ; CJT7
POX BLOTS N°51 : Comparaison entre les moyennes CJT3 ; CJT4
POX BLOTS N°52 : Comparaison entre les moyennes CJT3 ; CJT5
POX BLOTS N°53 : Comparaison entre les moyennes CJT3 ; CJT6
POX BLOTS N°54 : Comparaison entre les moyennes CJT3 ; CJT7
POX BLOTS N°55 : Comparaison entre les moyennes CJT4 ; CJT5
POX BLOTS N°56 : Comparaison entre les moyennes CJT4 ; CJT6
POX BLOTS N°57 : Comparaison entre les moyennes CJT4 ; CJT7
POX BLOTS N°58 : Comparaison entre les moyennes CJT5 ; CJT6
POX BLOTS N°59 : Comparaison entre les moyennes CJT5 ; CJT7
POX BLOTS N°60 : Comparaison entre les moyennes CJT6 ; CJT7

LES TABLEAUX

Tableau 01 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T1.

Tableau 02 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T2.

Tableau 03 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T3.

Tableau 04 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T4.

Tableau 05 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T5.

Tableau 06 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T6.

Tableau 07 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T7.

Tableau 08 : Moyenne de diamètres des fibres musculaires et T.CJ de différents temps.

LISTE DES ABREVIATIONS

µm : Micromètre.

Å : Angstrom.

A° : Concentration de l'alcool.

ATP : Adénosine Triphosphate.

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

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

BT3 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 3.

BT4 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 4.

BT5 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 5.

BT6 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 6.

BT7 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires blanches en temps 7.

CjT1 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 1.

CjT2 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 2.

CjT3 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 3.

CjT4 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 4.

CjT5 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 5.

CjT6 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 6.

CjT7 : Moyenne des distances entre les fibres musculaires blanches en temps 7.

ENSV : Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire.

FAO : Food and Agriculture Organization.

H0 : hypothèse nulle.

Ks : coefficient de Kolmogorov-Smirnov.

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

Nm : Nanomètre.

P : probabilité

PCA : Période à Consommer Avant.

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

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

RT3 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 3.

RT4 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 4.

RT5 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 5.

RT6 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 6.

RT7 : Moyenne de diamètre des fibres musculaires rouges en temps 7.

TRODUCTION :

Le marché national a connu ces dernières années une large ouverture sur les produits congelés, notamment en matière de produits de la pêche et des viandes.

L'utilisation de ces produits congelés demande la maîtrise des règles du conditionnement et de la conservation sous froid négatif; ainsi que le respect des conditions d'hygiène afin que le produit puisse garder sa qualité et sa salubrité.

Le froid est fidèle, il nous rend ce qu'on lui donne.

Cependant cette donnée reste relative car si la congélation est un procédé de conservation visant à stabiliser l'activité microbienne, elle ne l'est pas pour l'activité enzymatique ou biochimique en générale. Selon certains auteurs, on constate la persistance de l'activité de certaines enzymes même à de très basses températures, l'effet de ces activités est accentué par les fluctuations des températures ou des éventuelles décongélations, ce sont ces facteurs qui entraînent des altérations de la texture parenchymateuse et influencent l'aspect lors des observations des lames histologiques ; ou on utilise les techniques les plus usuelles.

Notre présent travail vise à détecter les modifications de l'aspect des myotomes donc de la chair de poisson lors du phénomène de congélation par analyse histologique des coupes de muscle en utilisant la morphométrie comme méthodes d'analyse.

Le choix de l'allache "Sardinella aurita" dans notre étude n'est autre que financier. Les recommandations et objectifs qui émergeront de notre travail seront liés aux résultats obtenus puisque notre tentative d'analyse histologique dans le monde de la qualité en agroalimentaire, reste parmi les axes les moins prospectés.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

I.GENERALITES 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.

I.1. Structure générale du muscle:

Les muscles sont des organes propres au sein desquels des fibres musculaires striées sont juxtaposées parallèlement et organisées en faisceaux, tendus entre deux insertions tendino-aponévrotiques.

Le corps du muscle (Figure 1) est entouré d'une épaisse couche de tissu conjonctif dense, l'épimysium, qui donne lui-même naissance à des cloisons conjonctives (le périmysium) qui divisent le muscle en faisceaux. Enfin le périmysium donne naissance à l'endomysium, constitué de fines cloisons de tissu conjonctif lâche qui pénètrent les faisceaux et entourent individuellement chaque fibre musculaire. **G. Grignon., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.**

Les fibres musculaires sont responsables de la contraction tandis que le tissu conjonctif (particulièrement du périmysium et de l'endomysium) constitue une armature de soutien pour les fibres et les relie aux tissus adjacents. Le tissu conjonctif sert également de lieu de passage pour les vaisseaux et les nerfs du muscle.

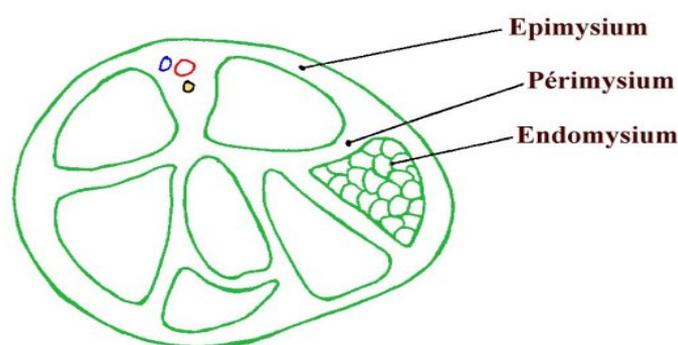


Figure 1 - Coupe transversale d'un muscle strié squelettique.

Dadoune J.P., 2000.

I.1.1. Fibres musculaires (extra-fusales)

En microscopie optique (Figure 2), les fibres musculaires extra-fusales apparaissent comme des éléments allongés, plurinucléés et présentant une striation transversale régulière.

De forme plus ou moins cylindrique, elles mesurent 10 à 100 μm de diamètre avec une longueur variable de quelques mm à plusieurs cm. Plusieurs noyaux, en position périphérique, sont allongés dans le sens de la fibre; en coupe transversale à 5 μm d'épaisseur, chaque fibre contient en moyenne 2 à 5 noyaux. **G. Grignon., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.**

La majeure partie du cytoplasme est occupée par des myofibrilles, qui se groupent en amas apparaissant en coupe longitudinale sous forme de colonnes (Leydig) et transversalement sous forme de polygones (champs de Cohnheim). Les myofibrilles et le cytoplasme restant constituent par définition le sarcoplasme, lequel est limité en périphérie par la membrane plasmique. Celle-ci est doublée d'une lame basale, l'ensemble constituant le sarcolemme. **G. Grignon., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.**

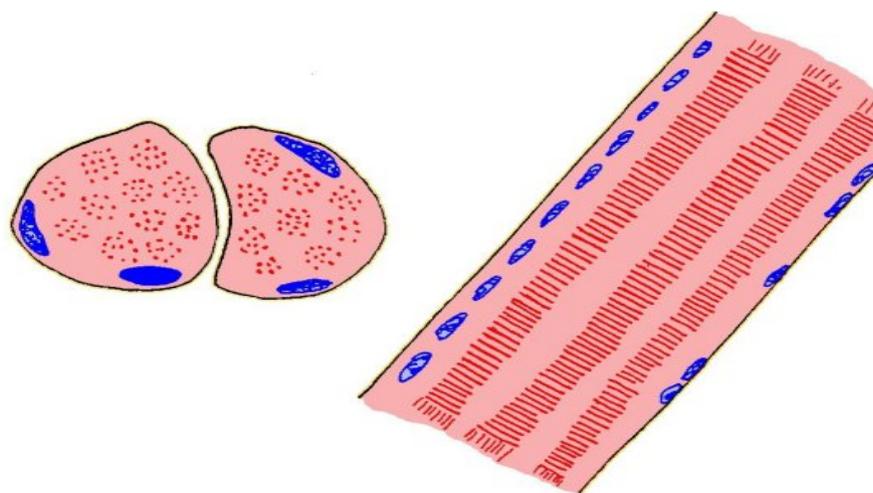


Figure 2 - Coupes de fibres musculaires striées squelettiques

Dadoune J.P., 2000.

Les myofibrilles sont des cylindres d'un diamètre moyen d'un à deux μm , disposés parallèlement avec une striation transversale périodique concordant de l'une à l'autre, ce qui explique l'aspect strié de l'ensemble de la fibre. Cette striation se caractérise par l'alternance régulière de disques sombres A anisotropes (d'une longueur moyenne de 1,5 μm) et de disques clairs I isotropes (d'une longueur moyenne de 0,8 μm). La partie centrale des disques I est marquée une strie régulière, ou strie Z (Figure 3). Une zone plus claire au centre du disque A correspond à la bande H, parfois centrée par la strie M. **G. Grignon., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.**

I.1.2. La case musculaire, ou sarcomère, a été décrite en 1868 par Krause comme un prisme de substance anisotrope (disque A) entouré de part et d'autre de substance isotrope (deux demi-disques I). Cet ensemble, limité latéralement par deux stries Z, correspond à l'unité élémentaire de contraction du tissu musculaire.

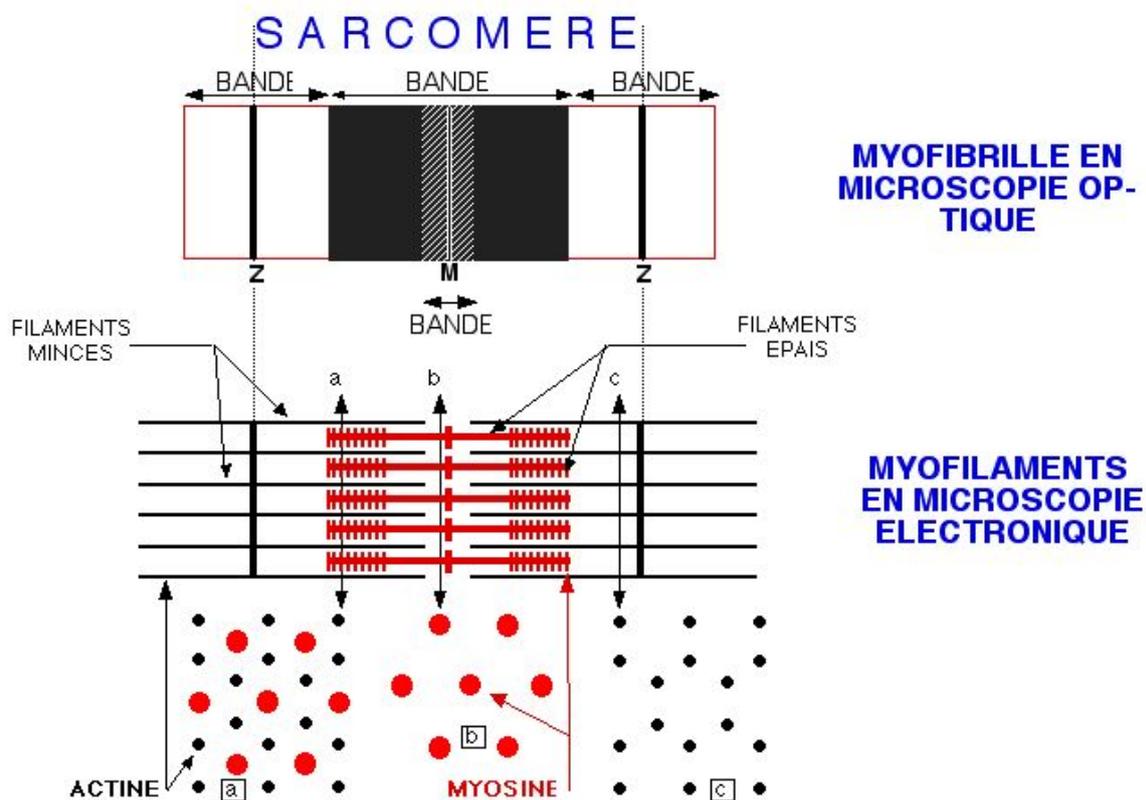


Figure 3- Correspondance entre la structure du sarcomère et la structure filamentaire des myofibrilles.

La microscopie électronique a permis d'établir la structure filamentaire des myofibrilles (Figure 3).

G. Grignon., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.

I.1.3. Myofilaments de myosine et d'actine : le sarcomère contient deux types de myofilaments superposés les uns aux autres et orientés dans l'axe des myofibrilles. Notant que les données sont des moyennes qui varient selon les espèces animales.

Les filaments épais de myosine, de 12 à 14 nm d'épaisseur et d'1,6 µm de long, sont situés au milieu du sarcomère au niveau du disque A.

Les filaments fins d'actine, de 5 à 7 nm d'épaisseur et de 0,98 µm de long, s'insèrent sur les stries Z. Ils se situent dans les disques I et les parties latérales du disque A (en dehors de la bande H).

Dans le disque A, les filaments s'intriquent suivant une disposition paracrystalline : chaque filament épais est entouré d'une couronne régulière de 6 filaments fins; chaque filament fin est entouré de 3 filaments épais. (Grignon G., 1996 ; Dadoune J.P., 2000).

Là où ils se chevauchent, les deux systèmes filamentaires sont unis par des ponts transversaux constitués de myosine :

- espacés de 60-70 Å le long du filament de myosine.
- s'insérant sur le filament suivant une ligne en hélice.
- formant les uns avec les autres un angle d'environ 60°.
- de telle sorte qu'il y a connexion d'un filament de myosine avec chacun des filaments d'actine qui l'entoure tous les 400 Å environ. **Grignon G., 1996 ; Dadoune J.P., 2000.**

I.2. Structure de muscle squelettique du poisson :

Comparé à celle des animaux à sang chaud, le muscle squelettique des poissons n'est fondamentalement pas différent dans sa structure et son comportement. Il est formé de fibres musculaires organisées en lamelles ou feuillettes appelée myotomes ou myomères. Ces lamelles sont emboîtées les unes dans les autres mais séparées entre elles par des cloisons conjonctives (**Cheftel J.C., et al., 1977 ; Ohku B. A., 1974**).

On distingue ordinairement deux types de muscles :

Les muscles blancs et les muscles rouges. La proportion des muscles rouges varie d'une espèce de poisson à l'autre mais elle ne dépasse jamais 10% (**Dryer W.J, et al., 1979**). Ces derniers sont plus vascularisés, plus riches en sarcoplasme et en lipide que les muscles blancs. Leur couleur rouge est due à la richesse en myoglobine (**Dryer W.J, et al., 1979 ; Sainclevier M., 1983**).

I.2.1. La fibre musculaire :

La fibre musculaire ou cellule musculaire est l'unité structurale de base du massif musculaire. Elle est plus courte mais présente une structure fondamentale élémentaire analogue à celle des animaux à sang chaud (**Dryer W.J et al., 1979 ; Dunajunski E., 1979**).

Elle 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.

I.2.2. Tissu conjonctif :

Comparé aux animaux à sang chaud ; chez les poissons, la proportion de tissu musculaire est nettement plus importante que le conjonctif (Dryer W.J, et al., 1979 ; Sainclevier M., 1983). Mais il est plus uniformément réparti dans le massif musculaire. Cependant, les teneurs en tissu conjonctif varient formation musculaire à une autre (Sainclevier M., 1983). A titre d'exemple ; il est plus abondant autour des fibres dans le muscle rouge que dans muscle blanc (Love R M et al., 1969 ; Sikoredki Z E., 1980).

Le tissu conjonctif forme une charpente, sur laquelle se fixe le muscle d'un bout à l'autre. De ce réseau, se détachent des travées divisant le muscle en lamelle et les lamelles en fibres. Il est constitué par des fibres de collagène et de réticuline agencé sous forme d'un réseau baignant dans une substance fondamentale (Bermer A., 1986 ; Dunajunski E., 1979).

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. (Lemieux Kathleen., 2003).

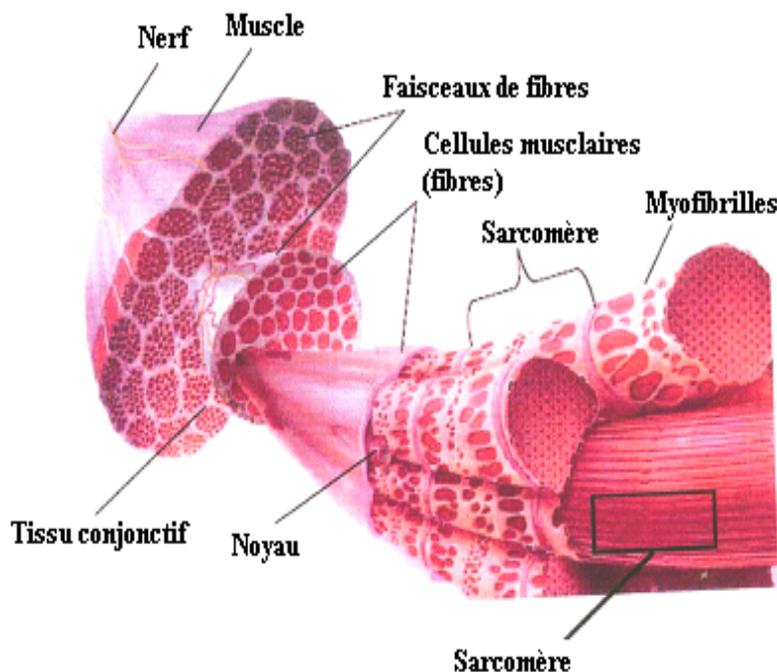


Figure 4- Aspect macroscopique du muscle squelettique (Chéret Romuald., 2005)

I.2.3. 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. 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 ; Alami-Durante., 2003**).

I.2.3.1. 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**).

I.2.3.2. Les muscles rouges :

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

Ils se situent sous la peau, sur les flancs le long des deux lignes médianes latérales.

Ils sont caractéristiques des téléostéens ou ils sont nettement distincts, entre la peau et les grands latéraux.

Ils participent aux déplacements du poisson et en conséquence 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 feuillet que les muscles latéraux mais la structure des fibrilles qui les composent est différente. (**SAINclivier M., 1983**).

I.2.3.3. 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 démentions.

Ce sont essentiellement les muscles carénaux dorsaux et ventraux (supra et infracarénaux), et les muscles du complexe scapulaire ou coracoïde, enveloppés d'une gaine conjonctive identique à l'épimysium des mammifères se prolongeant à l'intérieure par des septa conjonctifs à replis complexes spiralés donnant à ces muscles l'aspect des torons d'une corde. (**Sainclivier M., 1983**).

I.3. Diversité des fibres musculaires chez les poissons et leur classification:

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

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 Brooke et Kaiser, 1970 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 physiologique ont proposé une classification du muscle squelettiques en trois types :

- Fibres à contraction lentes (Fast twitch intermediate)
- Fibres blanches à contraction rapide (fast twitch white)
- Fibres rouge à contraction rapide (fast twitch red)

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

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 varie 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**).

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**).

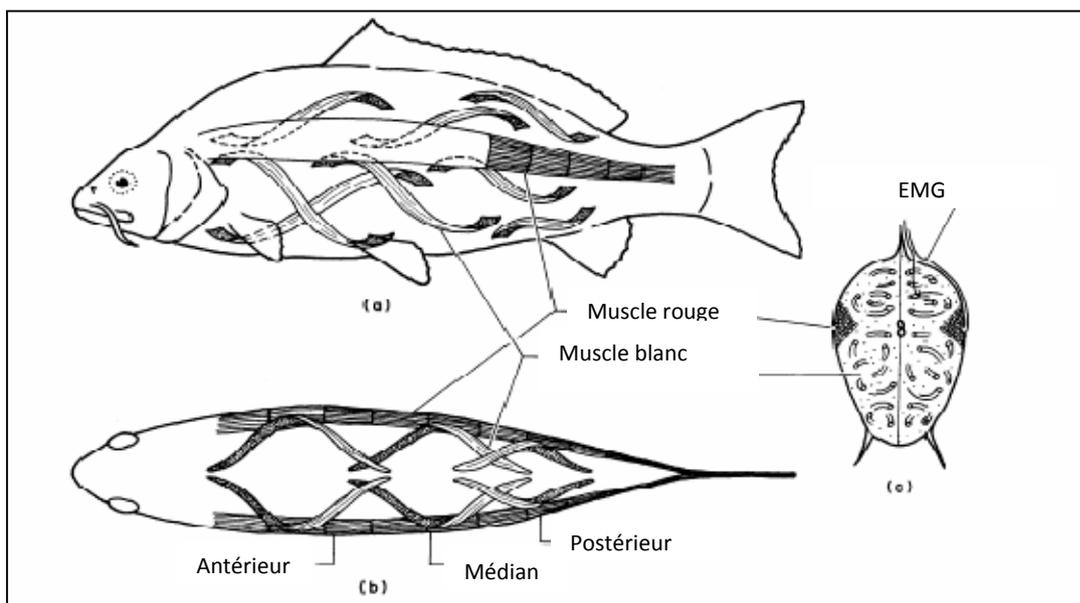


Figure 5- Disposition et types de fibres. (L.C Rome., 1998)

I.4. Composition chimique :

La chair des poissons est constituée de 66 à 88% d'eau, de 15 à 24% de protéines, de 0,1 à 22% de lipides, de 0,8 à 8% de substance minérale, d'une faible quantité de sucre (3% de glycogène) et de vitamines (**Sainclevier M., 1983**).

Les différences entre espèce, les différences anatomiques, les variations physiologiques, le sexe, les saisons, l'environnement et les nourritures peuvent faire varier d'une manière importante la teneur de ces derniers (**Love R., 1968 ; Simidu W., 1961 ; Saicleivier M., 1983**).

I. REGLE D'UTILISATION DU FROID :

Il s'agit de l'application du trépied de Monvoisin.

- a. Les denrées doivent être saines : seuls les produits sains sont soumis à l'action du froid et éviter toute contamination.
- b. Le froid précoce : le froid doit être appliqué immédiatement après l'abattage et la pêche.
- c. Froid intense et continu : le froid n'est efficace que lorsqu'il est appliqué de manière continue sur la denrée (chaîne du froid). L'intensité du froid est le seul garant de l'efficacité de conservation des produits.

II. EFFET DE FROID CONTRE L'ALTERATION DES ALIMENTS :

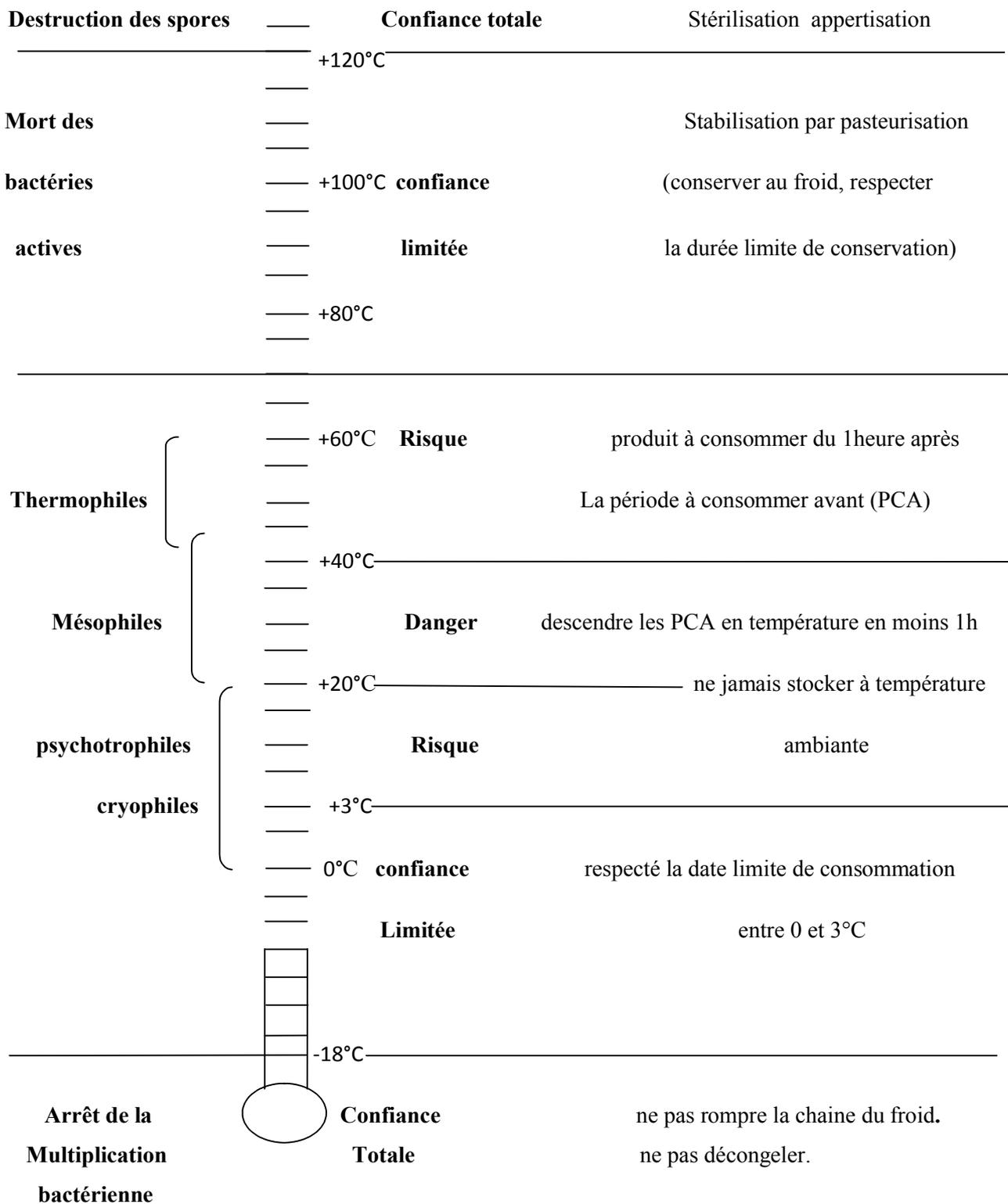
III.1. Effet de la température sur le ralentissement voire l'arrêt de l'altération des aliments :

Le diagramme ci-dessous résume clairement l'action de la température sur la conservation des aliments.

Le froid peut freiner ou même arrêter l'activité microbienne et enzymatique à moins de 0°C et ainsi stabiliser la viande telle qu'elle avait été au moment de la congélation notamment à -18°C.

Tableau N° 1 : Effet de la température sur l'altération des aliments. (Severin P., 2005).





IV. DIFFERENT FORMES DE FROID :

Suivant la température choisie pour le stockage ainsi que la durée de conservation souhaitée, on distingue trois formes du froid :

IV.1. La réfrigération :

La réfrigération est un procédé de conservation qui consiste à abaisser la température de la denrée alimentaire de manière à ce quelle soit voisine de celle de la glace fondante (0°C) et à la maintenir à une température au dessus de 0°C. (**JORADP., 1999**).

La réfrigération ne fait que ralentir l'altération des denrées par les bactéries. Kennedy CJ et al, 2001.

IV.2. La Congélation :

La congélation est un procédé de conservation qui transforme l'eau contenue dans une denrée alimentaire en glace, sous l'action du froid.

Ce procédé doit permettre d'obtenir une température à cœur comprise selon le produit à -4°C après stabilisation thermique. **JORADP., 1999**.

IV.3. La surgélation :

Selon l'arrêté interministériel du 21/11/1999 ; [**JORADP ; N° 87/1999**]. La surgélation est le procédé de conservation par le froid des denrées alimentaires qui consiste en un abaissement ultrarapide de la température qui atteint au moins -18°C à cœur ; après stabilisation thermique.

V. EFFET DE LA CONGELATION SUR LES VIANDES :

L'eau est le principal constituant des aliments, des viandes rouge et blanche (64% à 74%) et des poissons qui renferment 80%.

Cette eau se retrouve sous forme :

- **L'eau liée** : intervient dans la composition des macro-molécules organiques qui donne les textures des tissus.
- **Eau libre** : qui est le solvant des composés cellulaires c'est cette eau qui devient solide ou glace lors de la congélation.

Selon la vitesse de congélation influence la texture, la couleur, la tendreté et la qualité nutritive des viandes.

V.1. La vitesse de congélation : Selon Larpeut J.P.1992

V.1.1. Faible : Tableau N° 2.

Les premiers cristaux de glaces se forment surtout dans le liquide extracellulaire car il est moins concentré, la concentration saline du milieu extracellulaire augmente et le gradient de pression osmotique ainsi établi permet donc la sortie de l'eau de la cellule vers l'extérieur. Donc les cristaux extracellulaires grossissent tandis que la concentration en sel augmente à l'intérieur de la cellule, cette cryoconcentration intracellulaire entraîne des changements de pH, de la force ionique, de la viscosité, de l'activité de l'eau et de potentiel redox. Ces paramètres peuvent provoquer la dénaturation des protéines donc la texture des myotome. (**Larpeut J.P., 1992**).

La congélation lente entraîne donc la formation des cristaux de glace (eau) de grande taille, ils sont peu nombreux et surtout localisés à l'extérieur de la cellule.

V.1.2. Intermédiaire :

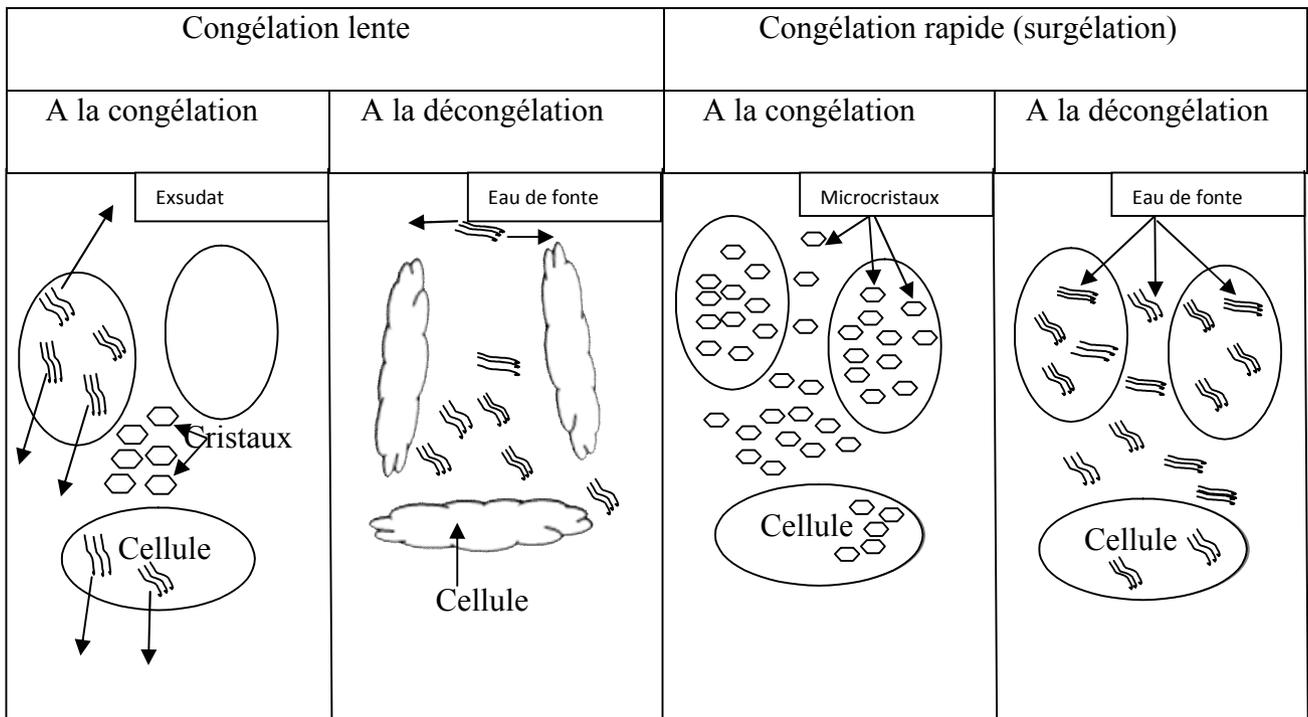
La glace se forme à la fois à l'intérieur des cellules .selon Larpeut., 1992 ; Anon et Calvelo., 1980 les dommages affectant les tissus seraient particulièrement important et la qualité d'exsudat sera maximale. (**Zellaguih R., 2007**).

V.1.3. Elevée : Voir Tableau N° 2.

La cristallisation a lieu essentiellement à l'intérieur des cellules car la vitesse de migration des fluides intracellulaire. La chute rapide de la température entraîne la formation de cristaux de glace de petites tailles donc la dénaturation des protéines serait limitée et l'exsudation sera très réduite. (**Detherage et Hamm., 1960 et Larpeut., 1992**).

En résumé : une congélation rapide et à très basse température (surgélation) et donc préférable pour la qualité du produit. Voir tableau N° 2.

Tableau N° 2: Incidence de la vitesse de congélation sur l'exsudation à la décongélation. (**Severin, P, 2005**).



V.2. Altérations structurales du muscle de poisson par la congélation :

De nombreux auteurs rapportent que le muscle de poisson congelé présente des altérations visibles en microscopie photonique ou électronique pouvant permettre de le différencier du muscle frais (**Bergmeyer H.U., 1979 ; Crepy M.R., 1979 ; Kozima T.T et al., 1977 et Labie C.H., 1981**).

Les premières altérations du muscle congelé décrites dans la bibliographie sont la présence de cavités arrondies ou elliptiques, visibles en microscopie optique donnant selon leur taille, un aspect "alvéolaire" ou "criblé" aux fibres musculaires (**Love R., 1968**).

Ces cavités optiquement vides connues aussi sous le nom de "trous de congélation" résultent de la transformation de l'eau en glace (**Crepy M.R., 1979**). Les trous correspondent à l'emplacement des cristaux.

Selon certains auteurs ces "lésions" sont irréversibles, selon d'autres elles ne sont pas observées dans le muscle décongelé (**Piskarev A., 1971**). Cette donnée sera vérifiée ultérieurement sur les lames dans notre partie expérimentale.

En microscopie électronique, de nombreux auteurs rapportent que le muscle de poisson congelé présente une désorganisation dans l'arrangement typique des myofibrilles et des myofilaments, une augmentation de l'espace intermyofibrillaire et surtout des ruptures du sarcolemme (**Bello R.A, 1982, Jarenback L et Al., 1975 et Kozima T.T., 1977**).

En 1965 Tanaka conteste la rupture du sarcolemme et rapporte que ce dernier résiste à la

congélation.

Love., 1969, Bermer et al., 1986, rapportent qu'en utilisant la microscopie électronique à balayage ont constaté dans le muscle congelé une dégradation du tissu conjonctif qui débute par les fibrilles collagéniques de jonction.

VI. LA DECONGELATION DES POISSONS :

La décongélation conditionne en grande partie la quantité d'exsudat obtenu et la qualité bactériologique finale de la denrée (**Cheftel J.C., 1977**). Afin de limiter les pertes de poids sous forme d'exsudat et la dénaturation des protéines, la décongélation devrait être rapide; cependant il n'existe pas de méthode officiellement autorisée (**Gac A., 1985**). Elle ne doit pas être réalisée dans un milieu dont la température favorise la multiplication bactérienne.

"En absence de méthode autorisée, la décongélation de la denrée animale ou d'origine animale doit être effectuée à l'abri de souillures dans une enceinte à une température de +4" (**Gac A., 1985**).

VI.1. L'examen à l'état décongelé :

VI.1.1. Changement de couleur :

- Il faut prendre en considération le jaunissement dû à l'oxydation des graisses ou une perte excessive de l'aspect présenté normalement par le poisson conservé sous glace :
- **Léger** : modification juste perceptible affectant moins de la moitié de la Surface
- **Moyen** : modification notable affectant moins de la moitié de la surface. Ou légère étendue à toute la surface.
- **Fort** : très important; coloration anormale affectant la plus grande partie de la surface ou défaut moyen affectant toute la surface. (**Cheftel J.C., 1977 ; Gac A., 1985**).

VI.1.2. Détérioration de la paroi abdominale et éventration :

- **Légère** : petites perforations affectant une faible proportion des individus.
- **Moyenne** : perforations assez importantes pour laisser apparaître les viscères affectant jusqu'à 10% des individus.
- **Forte** : perforations laissant apparaître les viscères affectant 50 %, ou plus des poissons. (**Cheftel J.C., 1977 ; Gac A., 1985**).

VI.1.3. Manque de cohésion des myotomes :

- Une différence a été faite entre les poissons pélagiques et les poissons démersaux. Les premiers sont surtout affectés par les ruptures de la paroi abdominale et les seconds par la séparation des myotomes (constatée sur le poisson fileté), une pénalisation plus importante a donc été attribuée au défaut le plus représentatif de l'état d'altération de chacune des deux catégories. **(Cheftel J.C., 1977 ; Gac A., 1985).**

Le manque de cohésion des myotomes (après filetage) peut être :

- **Léger** : quelques fissures dans la chair n'affectant pas notablement l'aspect.
- **Modéré** : fissures s'étendant jusqu'à la moitié de l'épaisseur du filet et diminuant sa cohésion.
- **Fort** : fissures s'étendant à toute l'épaisseur du filet et pouvant entraîner sa désagrégation. **(Cheftel J.C., 1977 ; Gac A., 1985).**

VI.1.4. Odeur :

- **Bonne** : odeur fraîche, caractéristique de l'espèce, mais pouvant être plus faible que celle du poisson très frais conservé sous glace.
- **Moyenne** : perte de l'odeur fraîche caractéristique, mais absence d'odeurs d'altération; légères odeurs de « frigo » et/ou rancissement des graisses.
- **Mauvaise** : odeurs d'altération, odeurs nettes de « frigo » et/ou de rancissement des graisses. **(Cheftel J.C., 1977 ; Gac A., 1985).**

VII. Quelques techniques utilisées pour l'étude des myotomes chez les poissons :

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

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 : mis 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 lames immunohistochimiques peut données les proportions d'isoformes.

VIII. 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.

Plusieurs critères et éléments histologiques peuvent faire l'objet d'études comparatives pour la détermination des espèces lors d'une inspections des filets de poissons. Les tableaux n°02 et 03 peuvent être utilisé comme model à réalisé lors d'études ultérieures.

Tableau № 3: Quelques caractéristiques morphométriques des fibres de la musculature axiale des poissons adultes. **(Extrais du tableau d'Alami et al, 2003).**

| Fibres musculaire | 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 | Kilarqki et Kozłowska(1985) |

Tableau № 4 : 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 Alim 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 | Akster(1985); Koumans et al(1993) |
| Epaisseur de la strie Z (nm) | 47 | 54 | 50 | 2,1 | 59 | Loche | Akster(1985) ; Koumans et al(1993) |
| Volume du tubule T | 0,26 | 0,18 | 0,19 | 64 | | Perche | Sanger (1997) |
| Volume des mitochondries | 1,1 | 21,4 | 6,9 | 9,6 | | Chevaline | Akster(1985) |
| Volume du noyau x | 93 | 0,9 | 0,4 | | | Carpe | Akster(1985) |

PARTIE EXPERIMENTALE

I. L'OBJECTIF:

Nous avons fait ce travail pour déterminer les éventuelles modifications du diamètre des fibres musculaires ; afin d'envisager ultérieurement une ébauche de possibilité de contribution du laboratoire d'histologie dans le contrôle de la qualité des poissons congelés.

II.1. Matériels et méthodes :

II.1.1. Classification du poisson utilisé: Nous avons utilisé de poissons dans la classification suivante.

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**

II.1.2. Échantillonnages :

- Le premier lot est congelé à moins 4°C des l'arrivé du chalutier soit à 5 heure du matin. Nous avons décongelé après une congélation complète pour étude histomorphométrique ; il s'agit du lot T1 (**lot témoin**).
- Le second lot a été congelé à 8heure du matin soit 3 heures, après l'arriver du chalutier. Nous avons décongelé après une congélation complète pour étude histomorphométrique ; d'abord une quinzaine d'individus (**échantillon T2**) ; puis 6heures après un autre échantillonnage a été réalisé (**échantillon T3**).
- Le troisième lot a été congelé à 10heure du matin soit 6 heures, après l'arriver du chalutier. Nous avons décongelé après une congélation complète pour étude histomorphométrique ; une

quinzaine d'individus (**échantillon T4**) ; puis 6heures après un autre échantillonnage a été réalisé (**échantillon T5**).

- Le quatrième lot a été congelé à 14 heures, soit 9 heures, après l'arrivée du chalutier. Nous avons décongelé après une congélation complète pour étude histomorphométrique ; une quinzaine d'individus (**échantillon T6**) ; puis 6heures après un autres échantillonnage a été réalisé (**échantillon T7**).
- Le but est de déterminer les éventuelle, modifications du diamètre des fibres musculaires pour essayer ; afin d'envisagé ultérieurement une ébauche de possibilité de contribution du laboratoire d'histologie dans le contrôle de la qualité des poissons congelés.

II.1.3. Techniques de prélèvements:

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 droit).

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 petits tranches pour la réalisation des lames histologiques.

II.2. Préparations des lames histologiques :

II.2.1. La préparation des tissus :

La préparation des tissus comporte cinq étapes qui permettront au colorant de ce fixé de manière uniforme:

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

II.2.2. Coloration topographique à Hemalum Eosine :

II.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.

II.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.

II.2.2.3. Mode de préparation :

II.2.2.3.1. Déparaffinage :

-5 min xylène

-7 min xylène

II.2.2.3.2. Hydratation :

- A° 100° → 30s à agitations.

- A° 90° → 30s à agitations.

- A° 70° → 30s à agitations.

II.2.2.3.3. Coloration :

- l'hématine 45s

-Laver pendant 3 mn 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.

II.2.2.3.4. Déshydratation :

- A° 70° → 30s à agitations.

- A° 90° → 30s à agitations.

- A° 100° → 01mn à agitations.

II.2.2.3.5. Eclaircissement :

-5 min xylène.

-5 min xylène.

II.2.2.3.6. Montage : résine.

II.3. Observation :

Noyau en bleu (basophilie).

Cytoplasme et membranes en rose (acidophilie ou éosinophilie).

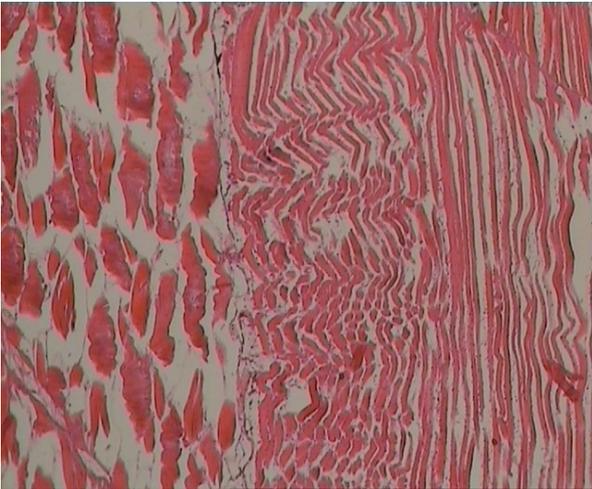


Photo 1 : Lame de muscle de T1

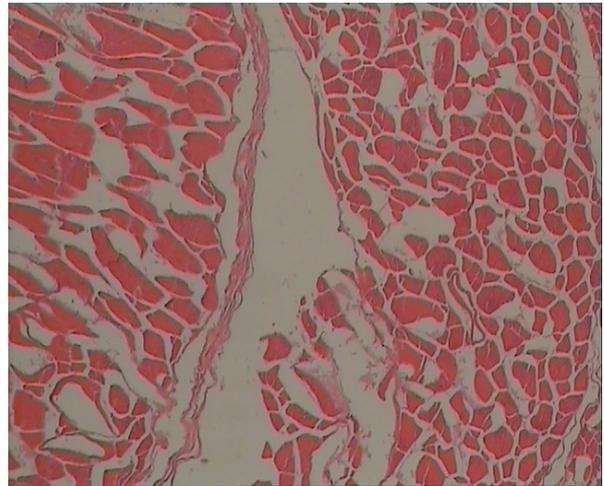


Photo 2 : Lame de muscle de T2

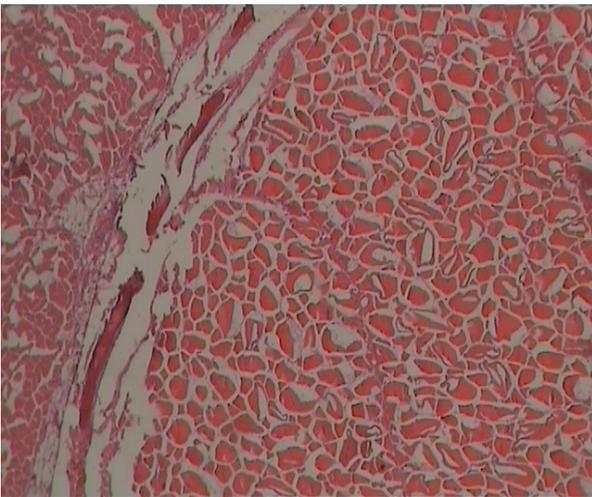


Photo 3 : Lame de muscle de T3

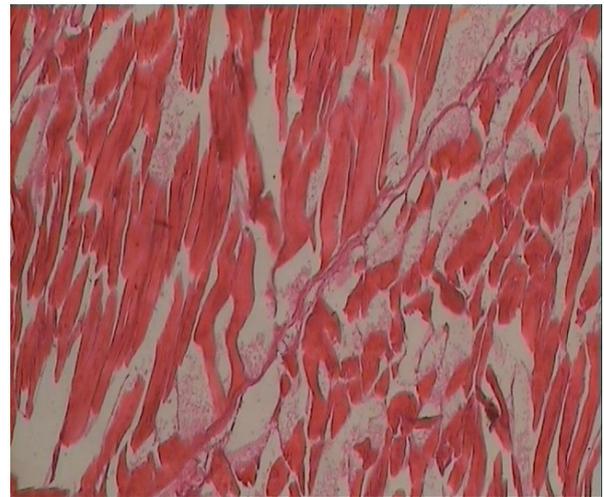


Photo 4 : Lame de muscle de T4

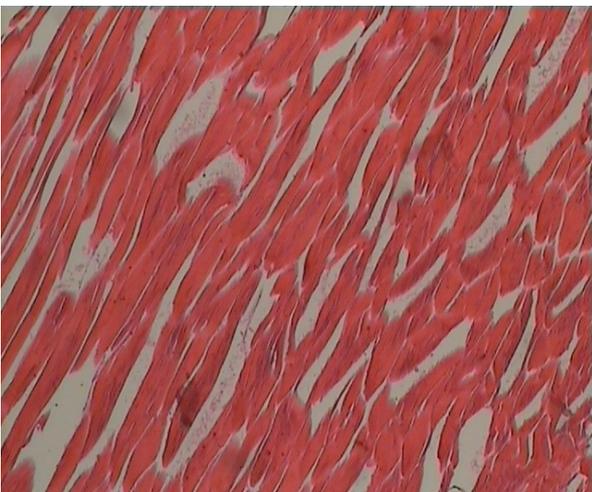


Photo 5 : Lame de muscle de T5



Photo 6 : Lame de muscle de T6

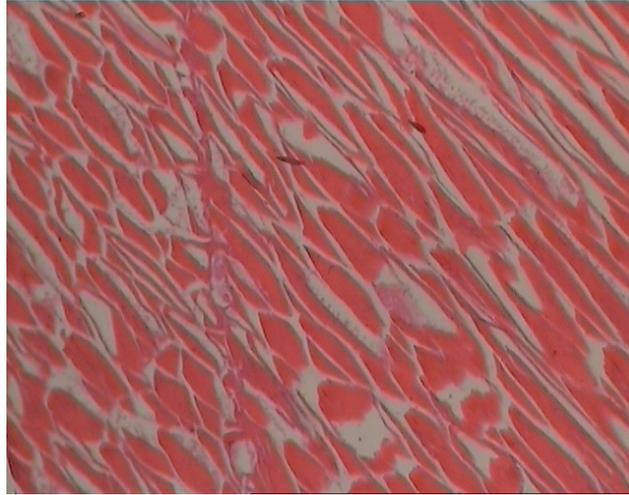


Photo 7: Lame de muscle de T7

II.4. Analyses d'images :

Nous avons utilisé un microscope photonique pour mesurer le diamètre de différentes formes de fibres (rouge et blanc) et le tissu conjonctif. Mais à l'aide d'un oculaire micrométrique et un grossissement 100 qui signifie un espace observé correspond à $16.7\mu\text{m}$, selon la règle de conversion établi par **William J. F en 1989**.

III. Exploitation et traitement des données :

III.1. Exploitations des lames :

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

On mesure pour chaque lame soit 20 lames pour T1 ; T2 ; T3 ; T4 ; T5 ; T6 et T7 (soit un nombre total de 70 lames) ;

- le diamètre de vingt (20) fibres de muscle rouge pour chaque lame observée.
- le diamètre de vingt (20) fibres de muscle blanc pour chaque lame observée.
- la distance qui sépare les fibres du muscle blanc entre elles c'est à dire l'emplacement du tissu conjonctif.

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 des erreurs de mesure.

III.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 retrouver une égalité des deux moyennes.

* si $P > 0,05$ les moyennes sont égales.

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

Avant d'effectuer notre étude statistique relative à la loi normale ; nous devons tester la distribution de nos données par rapport à cette loi.

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

III.2.1. Test de normalité Kolmogorov-Smirnov: Myoung H.P.; 2006

C'est un test utilisé de manière très large en statistique pour déterminé si la distribution des effectifs suit une loi normale.

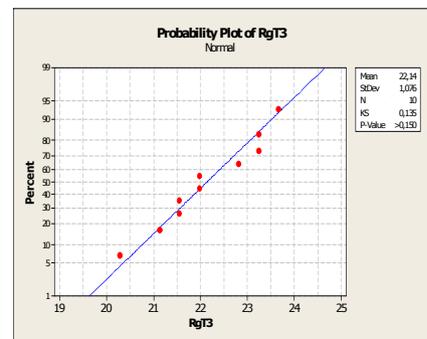
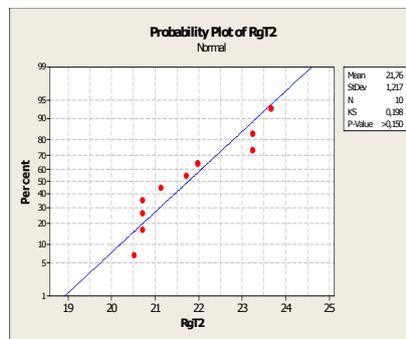
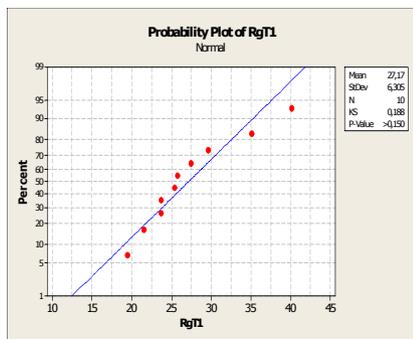
Dans notre cas nos effectifs sont autour de $n=10$, pour $\alpha=0,05$ et $K_{tab} = 0,24$ qui représente le coefficient de Kolmogorov-Smirnov lu sur la table.

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

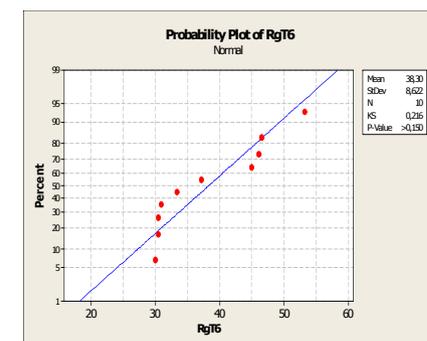
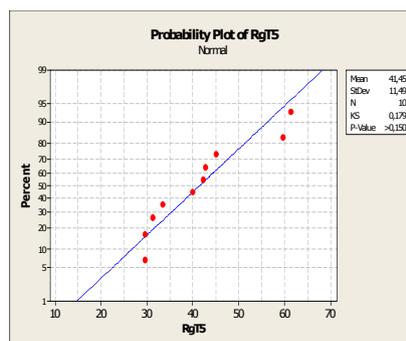
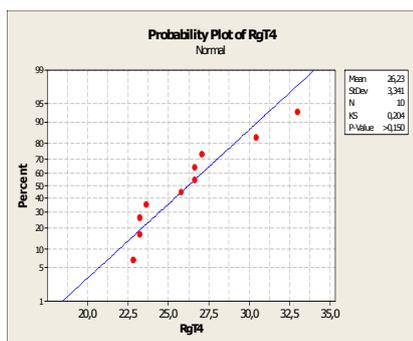
Hypothèse émise H_0 qui doit être vérifié dit : la distribution des résultats obéit à la loi normale. Au taux se sécurité de 95%.

III.2.2. Analyses des donné

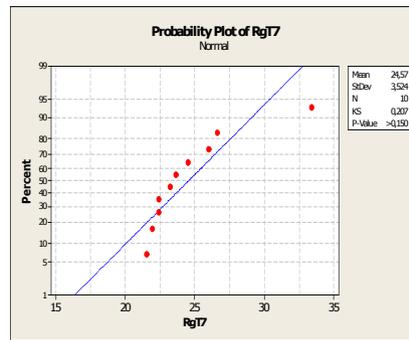
III.2.2.1. Le muscle rouge :



Graph 1 : graphe de probabilité RT1 (normale) Graph 2: graphe de probabilité RT2 (normale) Graph 3: graphe de probabilité RT3 (normale)



Graph 4: graphe de probabilité RT4 (normale) Graph 5: graphe de probabilité RT5 (normale) Graph 6: graphe de probabilité RT6 (normale)



Graph 7: graphe de probabilité RT7 (normale)

***Ks** (RT1) = 0,188: $< K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%. **(Voir Graphe 1).**

***Ks** (RT2)= 0,198 $< K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voire Graphe 2).**

***Ks** (RT3)= 0,135 $< K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voir Graphe 3).**

***Ks** (RT4)= 0,204 $< K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voir Graphe 4).**

***Ks** (RT5)= 0,179 $< K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voir Graphe 5).**

***Ks** (RT6)= 0,216 $< K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voir Graphe 6).**

***Ks** (RT7)= 0,207 $< K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.**(Voir Graphe 7).**

Toutes les données des distributions et quelques soit les stades de prélèvement dans le cas du muscle rouge obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude statistique descriptive et le test T test de Student en toute sécurité.

III.2.2.1.1. Statistique descriptive: RT1; RT2; RT3; RT4; RT5; RT6 et RT7 :

RT1: Nous avons réalisé un calcul qui nous à permis de retenir 10 moyennes sur 70 ; un autres calcul de moyenne à aboutit à l'intervalle de confiance suivant : **27,17 $\mu\text{m} \pm 2,0$.**

Le même calcul a été réalisé pour les différentes périodes :

RT2 sur les 70 résultats nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance des moyennes obtenues est de : **21,76 μm \pm 0.38.**

RT3 sur les 70 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **22.14 μm \pm 0,34.**

RT4 sur les 70 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **26,23 μm \pm 1.1.**

RT5 sur les 70 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **44.7 μm \pm 6,2.**

RT6 sur les 70 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **42,8 μm \pm 5.9.**

RT7 sur les 70 mesures nous avons calculé 10 moyennes ; l'intervalle de confiance obtenus est de : **28,1 μm \pm 3,8.**

III.2.2.1.2. Comparaison des diamètres moyens du muscle rouges :

Hypothèse (Ho) : Si on refait la même expérience qu'elle est la probabilité que nos deux moyennes soit égale au taux de sécurité de 95%.

* si $p > 0,05$ les moyennes sont égales.

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

| | RT2 | RT3 | RT4 | RT5 | RT6 | RT7 |
|-----|---------------------|--------------------|--------------------|----------------------|----------------------|---------------------|
| RT1 | P= 0,026 (+) | P=0,035(+) | P=0,035 (+) | P= 0,023 (+) | P= 0,029 (+) | P=0,840 (-) |
| RT2 | | P= 0,467(-) | P=0,007(++) | P= 0,005 (++) | P= 0,006 (++) | P=0,134 (-) |
| RT3 | | | P=0,009(++) | P= 0,006 (++) | P= 0,007 (++) | P= 0,156(-) |
| RT4 | | | | P= 0,026 (+) | P= 0,035 (+) | P= 0,968(-) |
| RT5 | | | | | P= 0,826 (-) | P=0,039 (+) |
| RT6 | | | | | | P= 0,052 (-) |

Tableau N° 5 : Comparaison de moyens diamètres de muscles rouges en différents temps.

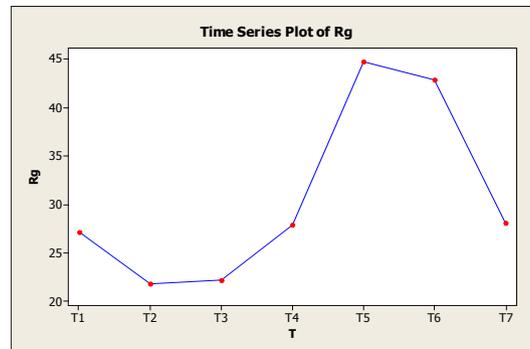
+ : La différence est significative.

- : La différence n'est pas significative.

III.2.2.1.3. Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps :

Tableau N° 6 : Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps.

| Moyenne RgT1 | Moyenne RgT2 | Moyenne RgT3 | Moyenne RgT4 | Moyenne RgT5 | Moyenne RgT6 | Moyenne RgT7 |
|--------------|--------------|--------------|--------------|--------------|--------------|--------------|
| 27.17±2.0 | 21.76±0.38 | 22.14±0.34 | 26.23±1.1 | 44.7±6.2 | 42.8±5.9 | 28.1±3.8 |



Grphe 8: Evolution du diamètre moyen des fibres rouge en fonction du temps.

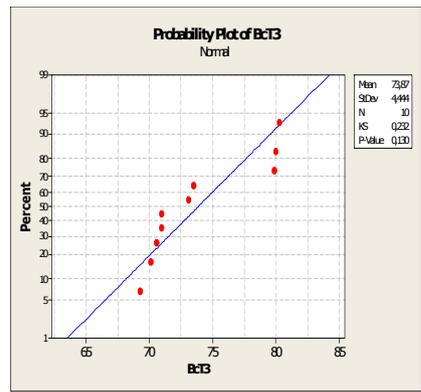
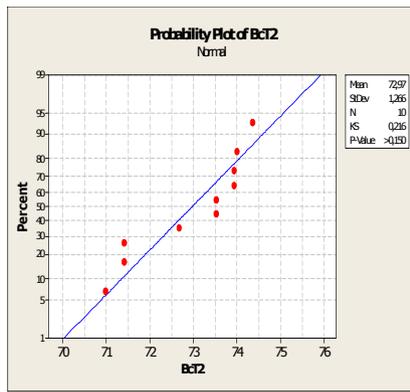
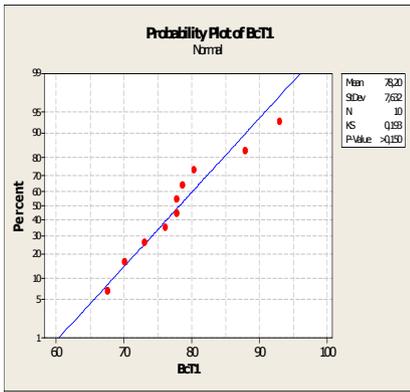
III.2.2.1.4. Discussion (Evolution du muscle rouge durant la phase de congélation):

En phase T1 les fibres de muscle rouge présente un diamètre de **27,17µm ± 2,0**, après un séjour au congélateur ; une perte d'eau après décongélation conduit à une diminution du diamètre en phase T2 et T3 qui tend à augmenter en T4 et T5 pour se retenir et rediminue en T7.

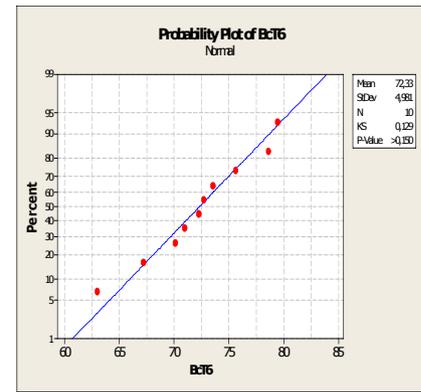
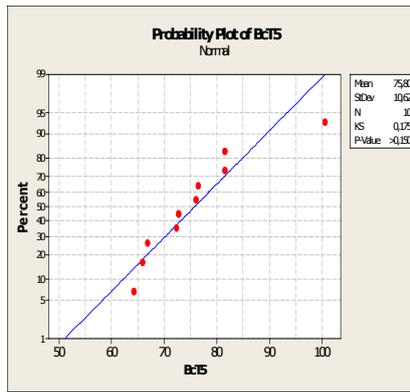
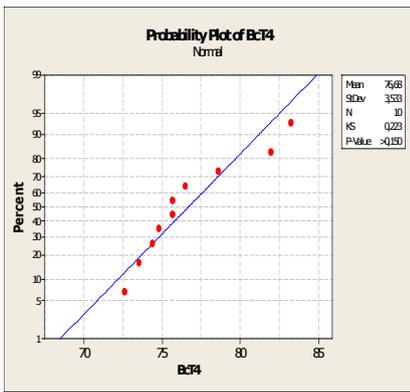
D'après Zelaguih., 2007 la cristallisation de l'eau au cours du phénomène de congélation conduit à une augmentation de la salinité intracellulaire nécessitent de rééquilibrer la pression osmotique. De la même façon l'activité enzymatique entraîne un remaniement cytoplasmique d'où la variation du diamètre cellulaire.

A partir de la phase T3 un rééquilibrage du sarcoplasme conduit à une augmentation du diamètre des fibres musculaires qui se restabilisent en phase T5 et T6 pour rechute par la suite. La phase T7 correspond à une perte intensive de l'eau mentionnée par le même auteur et par Severin, P, 2005 qui est un phénomène typique d'un produit ayant séjourné longtemps dans le congélateur.

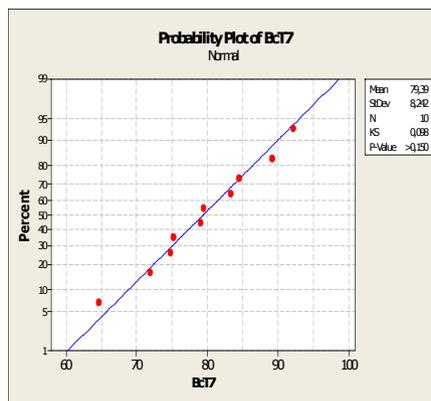
III.2.2.2. Le muscle blanc :



Graphe 9: graphe de probabilité BT1 (normale) Graphe 10: graphe de probabilité BT2 (normale) Graphe 11: graphe de probabilité BT3 (normale)



Graphe 12: graphe de probabilité BT4 (normale) Graphe 13: graphe de probabilité BT5 (normale) Graphe 14: graphe de probabilité BT6 (normale)



Graphe 15: graphe de probabilité BT7 (normale)

* K_s (BT1) = 0,198: $< K_{tab}$ H_0 est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%. (Voir Graphe 9).

* K_s (BT2)= 0,216 : $< K_{tab}$: H_0 est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 10).

***Ks (BT3)= 0,232**: < K_{tab} : Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 11).

***Ks (BT4)= 0,223** : < K_{tab} : Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 12).

***Ks (BT5)= 0,175**: < K_{tab} Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 13).

***Ks (BT6)= 0,129** : < K_{tab} Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 14).

***Ks (BT7)= 0,098** : < K_{tab} Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Graphe 15).

Toutes les données des distributions 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.

III.2.2.2.1. Statistique descriptive: BT1; BT2; BT3; BT4; BT5; BT6 et BT7 :

Toutes les distributions pour le muscle blanc obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude descriptive et le test T.

Les moyennes obtenues dans **BT1, BT2, BT3, BT4, BT5, BT6 et BT7** sont respectivement : **78,20±2,40/ 73,68±0,91/ 74,15±1,60/ 76,68±1,10/ 75,80±3,40/ 72,33±1,60/ 79,39±2,60.**

III.2.2.2.2. Comparaison des diamètres moyens du muscle blancs :

| | BT2 | BT3 | BT4 | BT5 | BT6 | BT7 |
|-----|--------------|-------------|-------------|--------------|--------------|-------------|
| BT1 | P= 0,108 (-) | P=0,179(-) | P=0,576 (-) | P= 0,569 (-) | P= 0,060 (-) | P=0,743 (-) |
| BT2 | | P= 0,801(-) | P=0,053 (-) | P= 0,557 (-) | P= 0,053 (-) | P=0,479 (-) |
| BT3 | | | P=0,206 (-) | P= 0,664 (-) | P= 0,423 (-) | P=0,107 (-) |
| BT4 | | | | P= 0,809 (-) | P= 0,039 (+) | P=0,358 (-) |
| BT5 | | | | | | |
| BT6 | | | | | | |

Tableau N° 7 : Comparaison de moyens diamètres de muscles blancs en différents temps.

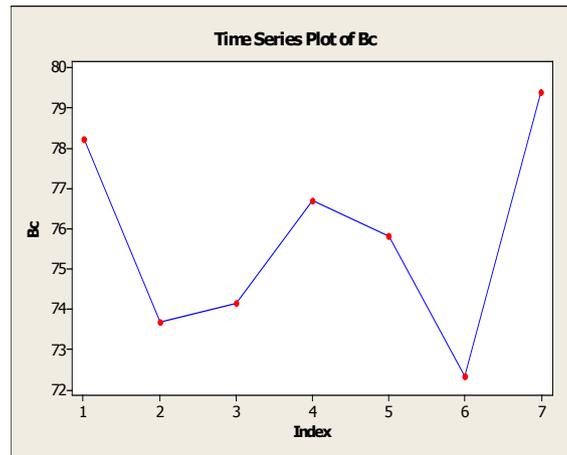
+ : La différence est significative.

- : La différence n'est pas significative.

III.2.2.2.3. Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps :

Tableau N° 8 : Evolution du diamètre moyen des fibres blanches en fonction du temps

| Moyenne Bc T1 | Moyenne Bc T2 | Moyenne Bc T3 | Moyenne Bc T4 | Moyenne Bc T5 | Moyenne Bc T6 | Moyenne Bc T7 |
|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|
| 78.20±2.40 | 73.62±0.91 | 74.15±1.60 | 76.68±1.10 | 75.8±3.40 | 72.33±1.60 | 79.39±2.60 |



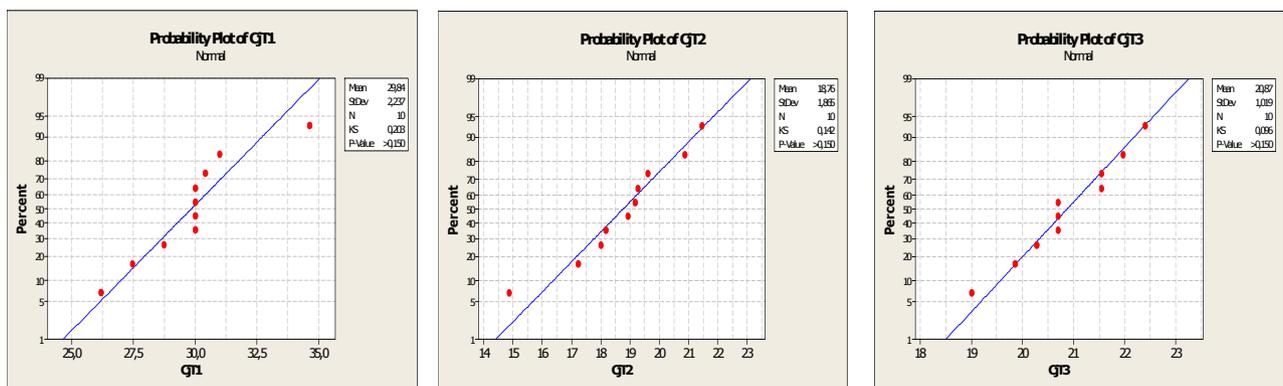
Graph 16: Evolution du diamètre moyen des fibres blanc en fonction du temps.

III.2.2.2.4. Discussion (Evolution du muscle blanc durant la phase de congélation):

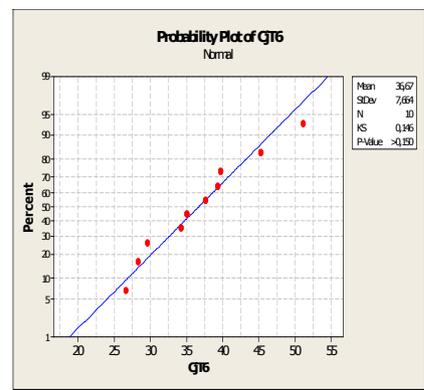
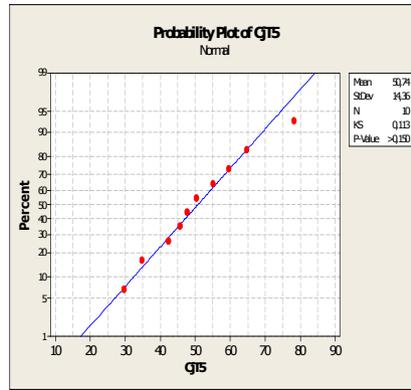
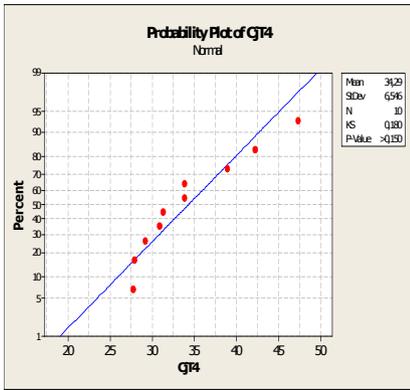
La congélation étant un phénomène de cristallisation de l'eau intra et extracellulaire, aboutissant à une perte de l'équilibre osmotique et qui a tendance à aller vers un rééquilibre des milieux ; se traduit le **graphe n°16**:

- Une diminution en T2 du diamètre de la fibre blanche qui se maintient jusqu'au stade T3.
- A partir du stade T5 l'eau s'échappe rapidement cela rejoint les travaux de Zelagui R., 2007 ; pour se rééquilibre en phase T7, tout comme nous l'avons déjà observé pour le muscle rouge.

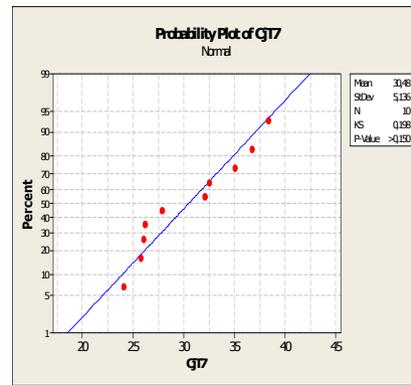
III.2.2.3. Le tissu conjonctif :



Graph 17: graphe de probabilité CJT1 (normale) **Graph 18:** graphe de probabilité CJT2 (normale) **Graph 19:** graphe de probabilité CJT3 (normale)



Grphe20: graphe de probabilité CjT4 (normale)/Grphe21: graphe de probabilité CjT5 (normale)/Grphe 22: graphe de probabilité CjT6 (normale)



Grphe23: graphe de probabilité CjT7 (normale)

* $K_s (CJ T1) = 0,208 < K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 17).

* $K_s (CJ T2)= 0 ,142 < K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 18).

* $K_s (CJ T3)= 0 ,096 < K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 19).

* $K_s (CJ T4)= 0,180 < K_{tab}$: Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 20).

* $K_s (CJ T5)= 0,113 < K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 21).

* $K_s (CJ T6)= 0 ,146 < K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 22).

* $K_s (CJ T7)= 0,198 < K_{tab}$ Ho est maintenue donc la normalité est prouvée au taux de sécurité de 95%.(Voir Grphe 23).

Toutes les données des distributions et quelques soit les stades de prélèvement dans le cas du tissu conjonctifs obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude statistique descriptive et le test T test de Student en toute sécurité.

III.2.2.3.1. Statistique descriptive: CJT1; CJT2; CJT3; CJT4; CJT5; CJT6 et CJT7 :

Toutes les distributions pour le tissu conjonctif obéissent à la loi normale donc nous pouvant utiliser l'étude descriptive et le test T.

Les moyennes obtenues dans CJT1; CJT2; CJT3; CJT4; CJT5; CJT6 et CJT7 sont respectivement: **31,60±1,50/ 18,50±0,68/ 20,87±0,32/ 34,29±2,10/ 50,70±4,50/ 36,67±2,40/ 30,48±1,60.**

III.2.2.3.2. Comparaison des diamètres moyens du tissu conjonctif :

| | CjT2 | CjT3 | CjT4 | CjT5 | CjT6 | CjT7 |
|------|---------------------|-------------------|--------------------|---------------------|---------------------|---------------------|
| CjT1 | P= 0,000 (+) | P=0,000(+) | P=0,306 (-) | P= 0,002 (+) | P= 0,096 (-) | P=0,614 (-) |
| CjT2 | | P=0,008(+) | P=0,000 (+) | P= 0,000 (+) | P= 0,000 (+) | P=0,000 (+) |
| CjT3 | | | P=0,000 (+) | P= 0,000 (+) | P= 0,000 (+) | P= 0,000(+) |
| CjT4 | | | | P= 0,006 (+) | P= 0,466 (-) | P= 0,165(-) |
| CjT5 | | | | | P= 0,017 (+) | P=0,001(+) |
| CjT6 | | | | | | P= 0,051 (-) |

Tableau N° 9 : Comparaison de moyens diamètres de tissu conjonctif en différents temps.

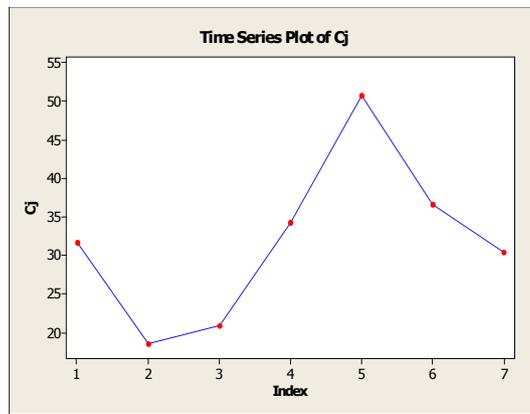
+ : La différence est significative.

- : La différence n'est pas significative.

III.2.2.3.3.Evolution de la distance entre les fibres musculaire blanche en fonction du temps :

Tableau N° 10: Evolution de la distance entre les fibres musculaire blanche en fonction du temps

| Moyenne Cj T1 | Moyenne Cj T2 | Moyenne Cj T3 | Moyenne Cj T4 | Moyenne Cj T5 | Moyenne Cj T6 | Moyenne Cj T7 |
|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|
| 31.60±1.5 | 18.50±0.68 | 20.87±0.32 | 34.29±2.10 | 50.70±4.50 | 36.67±2.40 | 30.48±1.60 |



Graphe 24: Evolution de la distance entre les fibres blanches en fonction du temps.

III.2.2.3.4. Discussion :

La diminution de l'espace séparant les fibres musculaires blanches ; c'est à dire le tissu conjonctif extracellulaire ; est le reflet durant les phases T1, T2 et T3 d'une rétraction de cet espace due aux cristaux qui se sont formé en phase de congélation et qui durant la phase de décongélation entraine une fuite des eaux cristallisées.

Durant les phases T3 à T5 le diamètre du conjonctif augmente en raison des altérations que subit le muscle notamment les déchirures des fibres musculaires dues aux volumes des cristaux former lors de la congélation et augmentation de la phase aqueuse dans l'espace extracellulaire.

Durant les stades T5 et T7 la perte de la taille de l'espace et traduite par un rééquilibrage osmotique dans le sarcoplasme du muscle blanc. (**Graphe n° 24**).

IV. Conclusion:

La détection de la qualité des denrées congelées reste toujours une tâche extrêmement difficile, seule les méthodes physico-chimiques qui demande un matériel lourd et couteux reste les plus fiable.

Notre tentative d'impliquer le laboratoire d'histologie à donnée des résultats encourageants concernant la congélation de *Sardinella aurita* dit *Allache*.

La congélation est un phénomène impliquant essentiellement une cristallisation de l'eau et une modification de la concentration des milieux intra et extracellulaires.

L'étude morphométriques a démontré pour le muscle rouge que le témoin T1 qui possède un diamètre de **(27,17µm ±2,0)** restes significatif comparer avec les autres mesures de diamètres ; stades T2, T3, T5, T6.

Cependant lors des phases de rééquilibre de la pression osmotique les déplacements de l'eau et des phases aqueuses entraîne très souvent à un période donnée des mesures de diamètre analogue au stade T1 qui est le stade témoin ; se cas à été noté pour l'ensemble des stades T7. Il serait très intéressant pour les perspectives ultérieures de pouvoir déterminer les stades ou la mesure du diamètre ne peut être prise pour référence.

Les mêmes constatations ont été faite pour le muscle blanc et son conjonctif qui bien qu'une augmentation de diamètre de la fibre blanche induit automatiquement en phase T6 et T7 ; à une diminution de l'espace conjonctif, reste cependant un handicap pour l'interprétation de la qualité du produit congelé puisque la aussi les différences entre la phase témoin du conjonctif et du muscle blanc ne donne aucun différence significative avec la phase T7 du conjonctif et du muscle blanc.

Dans le domaine de *Sardinella aurita* congelées, il semble que le laboratoire d'histologie ne permet pas d'apporté une aide précieuse comme c'est le cas pour les analyses physico-chimiques. Mais une répétition des expériences et un échantillonnage plus important peuvent déterminer les limites de cette technique d'analyse et éventuellement une meilleure fiabilité du laboratoire d'histologie dans le monde de la qualité.

Cette tentative de l'introduction du laboratoire d'histologie bien quelle n'a pas données les résultats attendu comme s'était le cas avec le poisson frais (Meddour B et Tabbouche W., 2008) reste un axe intéressant mais nécessitant une investigation plus importante.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- Alami-Durante H., 2003.** Rescan, Typologie et ontogenèse des fibres musculaires chez les poissons (I.N.R.A. Production animale Volume 16 / Numéro 2).
- Alexander R MCN, 1969.** The orientation of muscle fibres in the myomeres of fishes. J. Mar. Biol. Ass. UK ; 49, P 263-290.
- Ashmore C.R, 1974.** Phenotypic expression of muscle fiber types and some implications to meat quality - Journal of Animal Science, 35, P 1158, 1163.
- Bello R.A, Luft J.H, Pigott G.H, 1982.** Ultrastructural study of skeletal fish muscle after freezing at different rates. J. food Sci, P733-737.
- Bergmeyer H.U, 1979.** Principes de l'analyse enzymatique. Ed. Tech. Doc, Paris,
- Bermer H.A. et Hallet I.U, 1986.** Degradation in muscle fiber connective tissue junctions in the spotted trawler (Secriolella puncta) examined by scanning electron microscopy. J. Food. Agric, P1011-1018.
- Cheftel J. C, Cheftel H, Besanson P, 1977.** Introduction à la biochimie alimentaire. Ed. Tech. Doc. Paris, II
- Crepy M.R, Adjaj A.H, 1979.** La microstructure du poisson frais, congelé, décongelé. Rev. Gle du froid, P395-399.
- Dadoune J.P., Flammarion, 2000.** Histologie musculaire
- Dryer W.J, Dingle J.R, 1979.** Fish proteins with special references to freezing. Extrait de: fish as food, "Borgstrom G.". Ed. Acada. Press., New York, I.
- Dunajunski E, 1979.** Texture of fish muscle. J. of texture studies, P301, 318.
- Gac A, 1985.** Le comportement physique des produits soumis à la congélation. Rev. Gle du froid, P167-169.
- Jarenback L, Liljemark A, 1975.** Ultrastructure changes during frozen storage of cod (gadus mortical). Structure of myofibrils as revealed by freeze etching preparation. J. food tech, P229.
- Kennedy Cj Et Archer GP, 2001.** Optimisation de la qualité et de la stabilité des aliments congelés. Rapport N° 2.
- Kilaski W, Kozłowska M, 1985.** Histochemical and electrospectral analysis of muscle fiber in myotomes of Teleost fish. Gegenbaurs Morphol. Jahrb ; 131, P 55-72.

- Kozima T.T, Yamad T, 1977.** Change in ultrastructure of frozen fish. Commission cl, C2. Karlsruhe,-Extrait de : Réfrigération and technology. Ed. Du centre interna. Du froid, Paris
- Labie C.H, Mathat A, 1981.** Modifications histologiques des muscles de la sardine au cours de la congélation. Rev. Gle du froid, P285-290.
- Larpeut J.P, 1992.** Agro-alimentaire information PP.11-17.
- Love R, 1968.** Ice formation in frozen muscle. Extrait de: Haxthorn J., ROLEF E., low temperatures biology of food stuffs, 1ère ed., Oxford, pregman press, P39, 44.
- Love R.M, Lavanty J, Steel J, 1969.** The connective tissue of fish II gaping in commercial species of frozen fish in relation to rigor mortis. J. food technol. P39, 44.
- Mascarello F, Romanello M.G, SCapolo P.A, 1986.** Histochemical and immunohistochemical profile of pink muscle fibres in some teleost. Histochem, 84, P251-255.
- Meddour. B, Tabbouche W, 2008.** Determination des criteres de qualites de la chair de sardine «*sardinella aurita*» par analyse morphometrique des myotomes.
- Patrice Severin, 2005.** Severin P. ; 2005 Science et technologie de l'habitat et de l'environnement ; PP50-55.1.
- Piscarev A, Kaminarskaky A.G, Dibirasubaye V, Balandina F, 1971.** Influence of freezing animal tissue in liquid nitrogen on its histological alteration. Congrès international sur le froid, Washington, P227-235.
- Rome I.C, Funke R.P, Alexandre R, Luiz G, 1988.** Aldridge H., Scott F., FreadmanM. Why animals have different muscle fibre types. Nature, 335, P824, 827.
- Rome LC., 1998.** Comparative biochemistry and physiology Part B 120. P51-54-72.
- Saincliver M, 1983.** L'industrie Alimentaire Halieutique, Science agronomique.
- Sainclivier M, 1983.** Poisson matière première. Ed., Sci. Agro. De Rennes, 1.
- Sanger A, 1988.** Claassen H, Adam H; The arrangement of muscle fiber types in the axial muscle of various cyprinids (Teleostei). Zool. Anz ; 211, P44-49.
- Sanger A, 1989.** Goldschid G ; Adam H. Muscle fiber type distribution in various cyprinids. Progr. Zool, 35, P 561-563.
- Severin, P, 2005.** Science et technologie de l'habitat et de l'environnement ; PP50-55.

Sikorski Z.E, 1980. Structure and proteins of fish and all fish part 2. Extrait de: Advance in fish science and technology. Cornell J.J., fishing new Books Ltd, farnham, England.

Simidu W, 1961. Non protein compound. Extrait de: fish as food. Borgstrom G., Ed. Acad. Press, New York, London, 1.

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.

Van Raamsdonk W, 1978. Tekronnie G. Differentiation of muscle fiber types in Teleost *Brachidanio vario*. 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 vario*, Hamilton-Buchanan Acta Histochem; 67, P200-216.

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

Wiliam J. F, 1989). Diagnostic parasitology. In pary BW (ed) : the vetrenary clinics of north america : clinical pathology, part II. Philadelphia, WB.saunders go.P979-1000.

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.

Références électroniques

WWW.FAO.ORG/DOCREP/T0713E/T0713E00.HTM

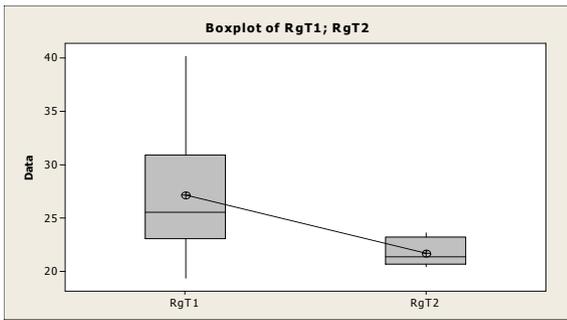
WWW.FUTURA-SCIENCE.FR

WWW.SPIAO.UHP-NANCY.FR/KOHLER/MUSCLE/PRESENTATION

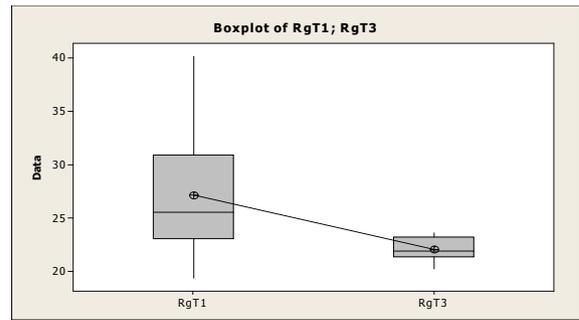
WWW.WIKIPEDIA.ORG/WIKI/MUSCLE

WWW.CHUPS.JUSSIEU.TR/SITESTRECOMMANDES/HISTO

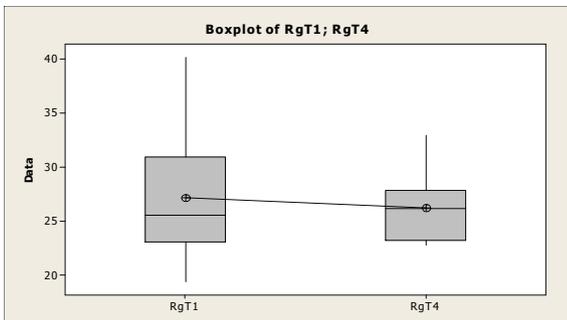
ANNEXES



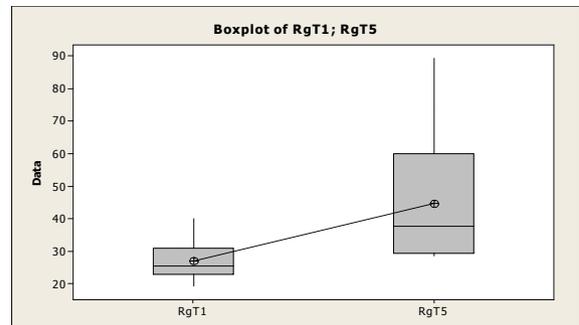
POX BLOTS N°1 : Comparaison des moyennes RT1 ; RT2



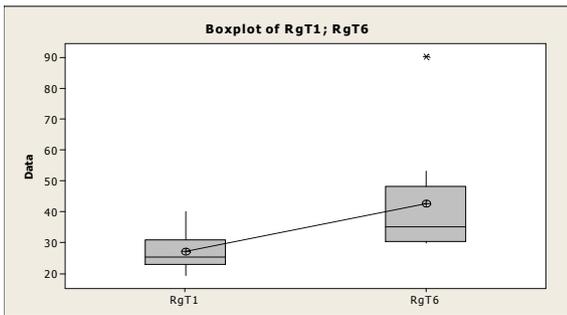
POX BLOTS N°2: Comparaison des moyennes RT1 ; RT3



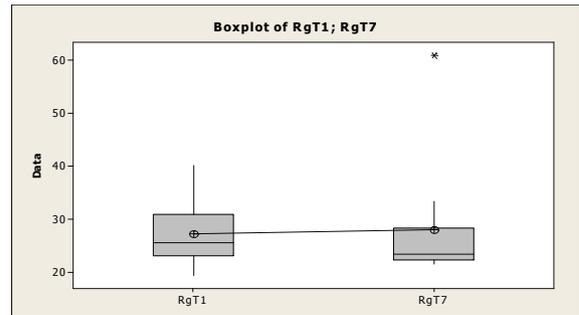
POX BLOTS N°3 : Comparaison des moyennes RT1 ; RT4



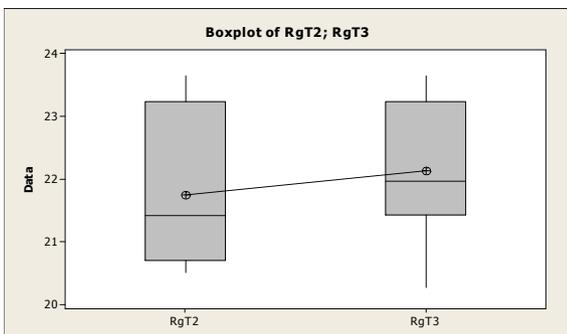
POX BLOTS N°4 : Comparaison des moyennes RT1 ; RT5



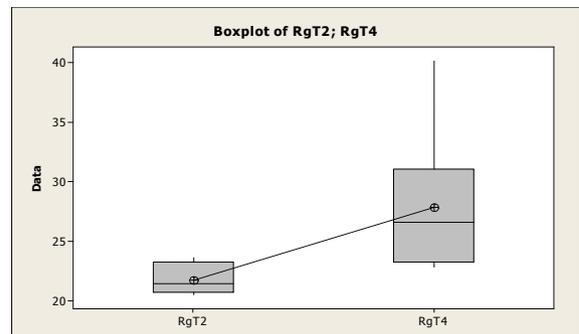
POX BLOTS N°5: Comparaison des moyennes RT1 ; RT6



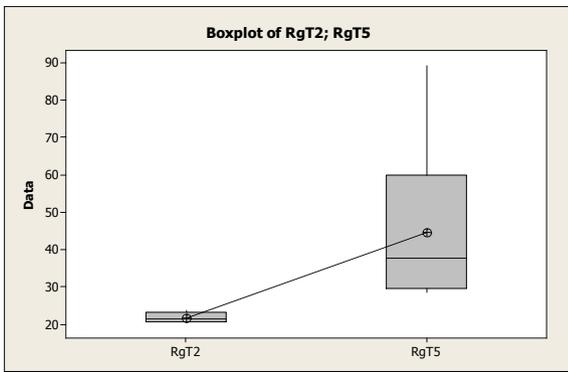
POX BLOTS N°6 : Comparaison des moyennes RT1 ; RT7



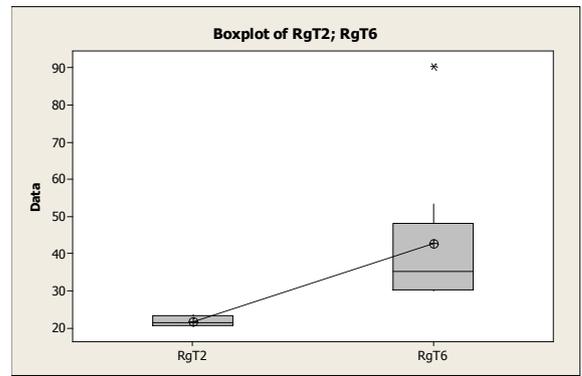
POX BLOTS N°7 : Comparaison des moyennes RT2 ; RT3



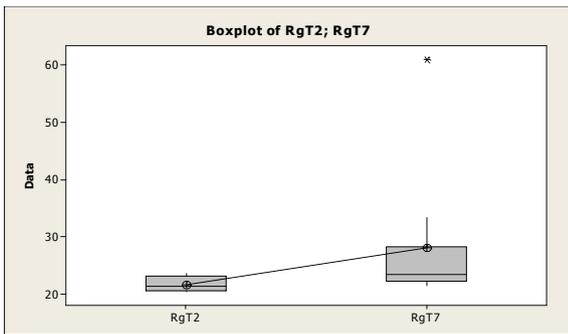
POX BLOTS N°8 : Comparaison des moyennes RT2 ; RT4



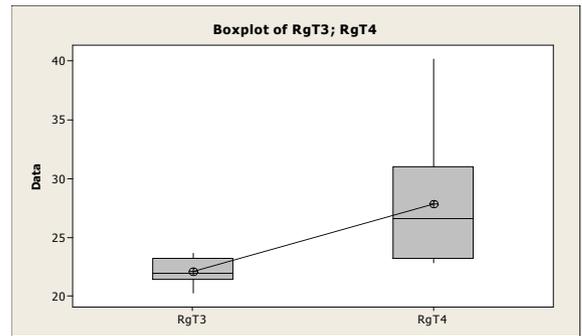
POX BLOTS N°9: Comparaison des moyennes RT2 ; RT5



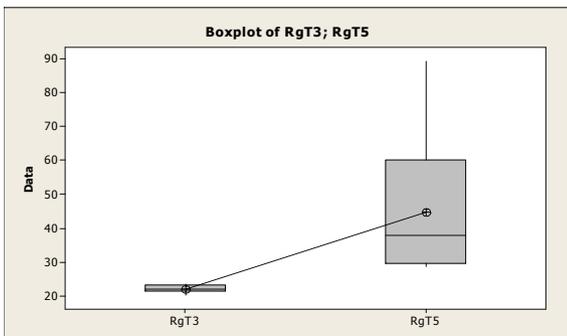
POX BLOTS N°10: Comparaison des moyennes RT2 ; RT6



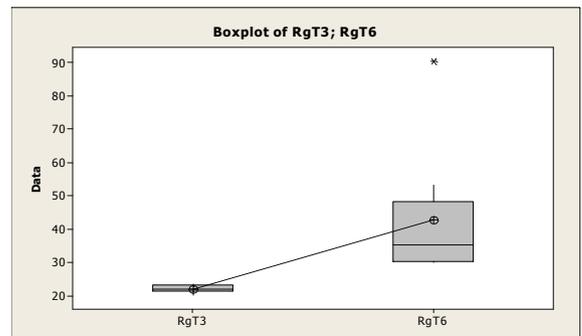
POX BLOTS N°11: Comparaison des moyennes RT2 ; RT7



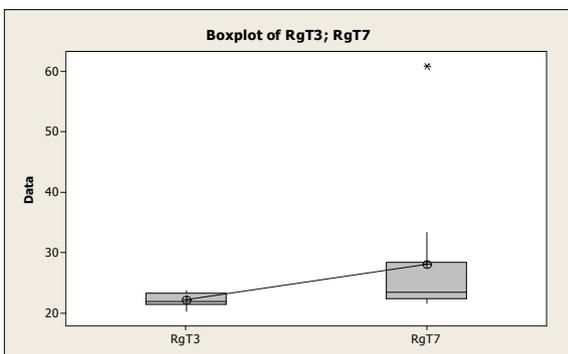
POX BLOTS N°12: Comparaison des moyennes RT3 ; RT5



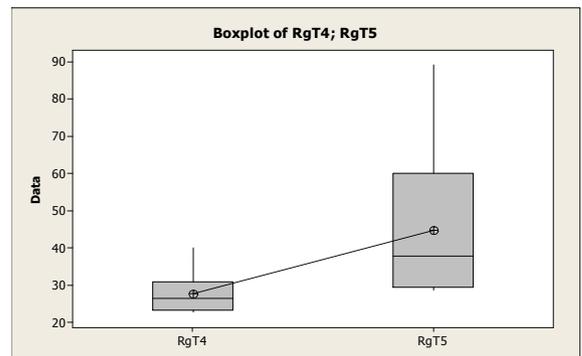
POX BLOTS N°13: Comparaison des moyennes RT3 ; RT5



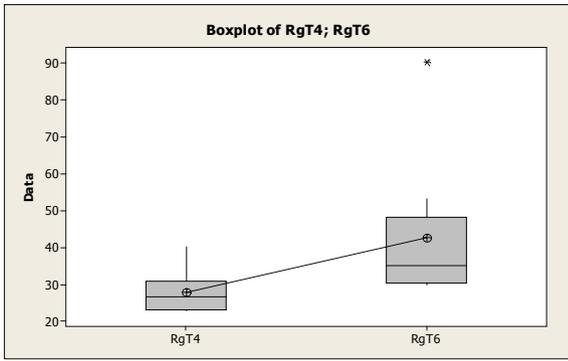
POX BLOTS N°14: Comparaison des moyennes RT3 ; RT6



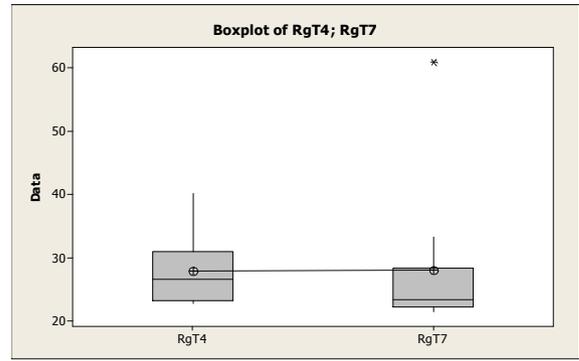
POX BLOTS N°15: Comparaison des moyennes RT3 ; RT7



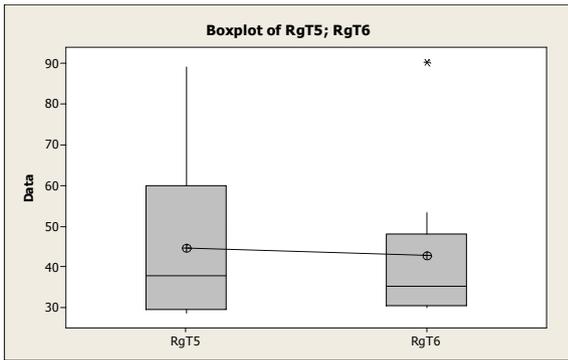
POX BLOTS N°16: Comparaison des moyennes RT4 ; RT5



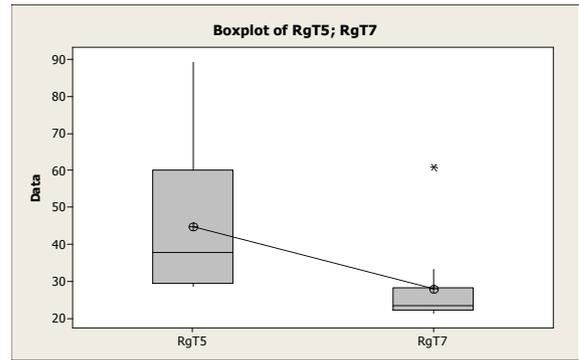
POX BLOTS N°17: Comparaison des moyennes RT4 ; RT6



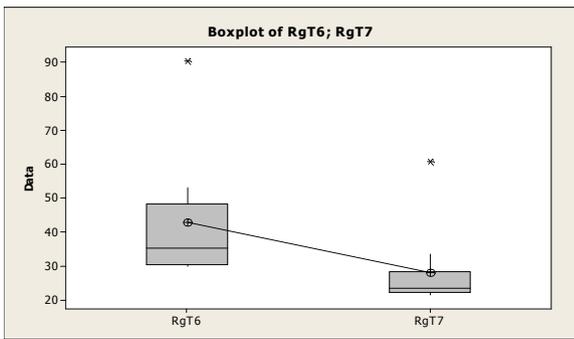
POX BLOTS N°18: Comparaison des moyennes RT4 ; RT7



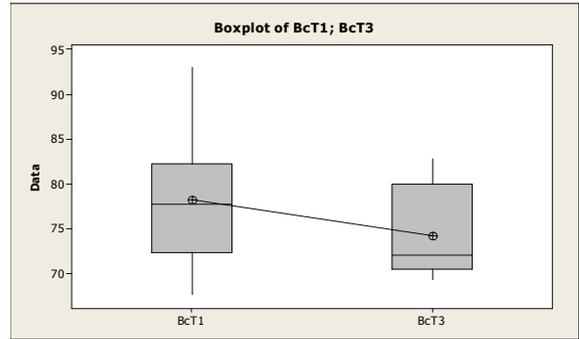
POX BLOTS N°19: Comparaison des moyennes RT5 ; RT6



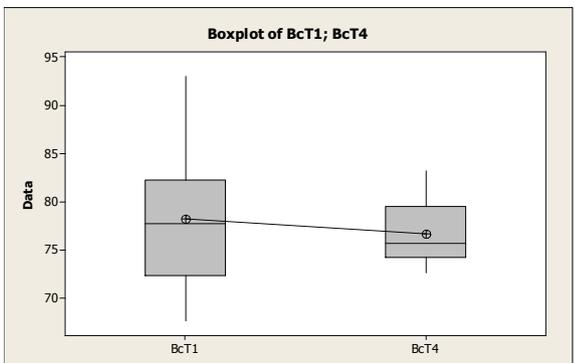
POX BLOTS N°20: Comparaison des moyennes RT5 ; RT7



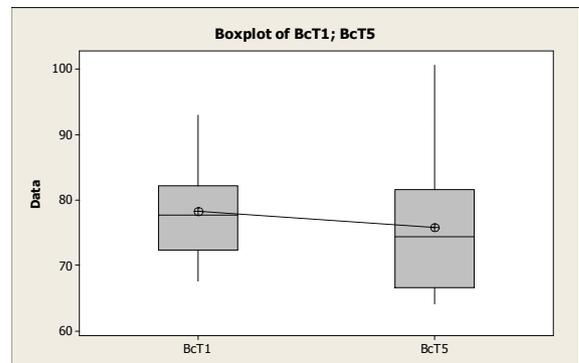
POX BLOTS N°21: Comparaison des moyennes RT6 ; RT7



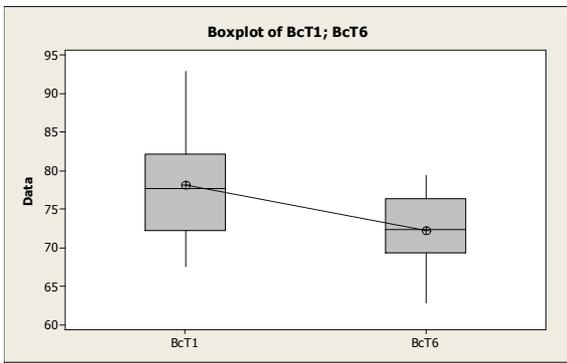
POX BLOTS N°23: Comparaison des moyennes BT1 ; BT3



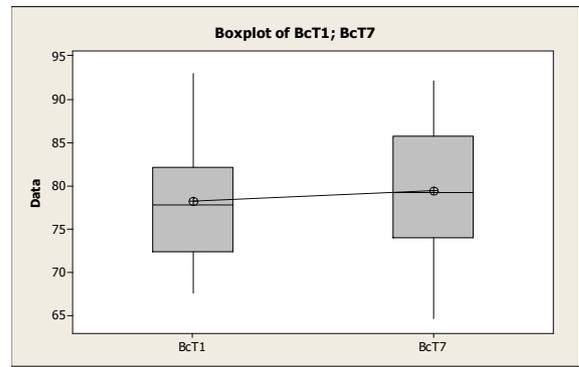
POX BLOTS N°24: Comparaison des moyennes BT1 ; BT4



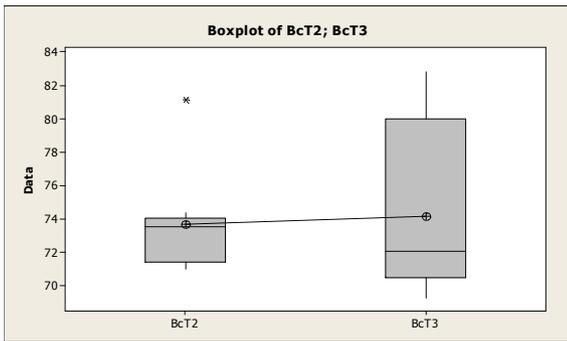
POX BLOTS N°25: Comparaison des moyennes BT1 ; BT5



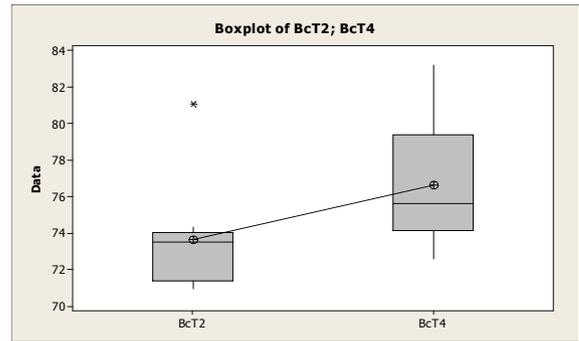
POX BLOTS N°26: Comparaison des moyennes BT1 ; BT6



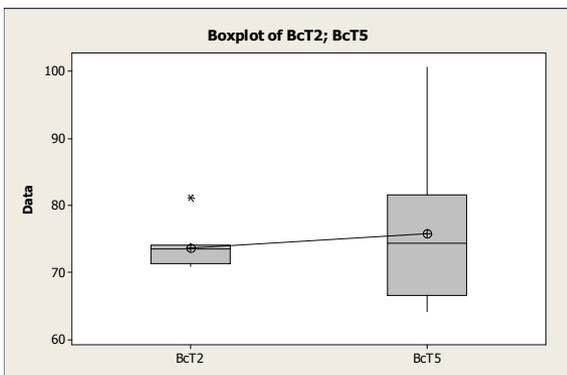
POX BLOTS N°27: Comparaison des moyennes BT1 ; BT7



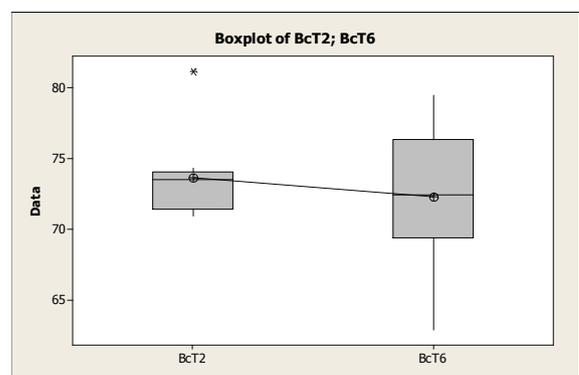
POX BLOTS N°28: Comparaison des moyennes BT2 ; BT3



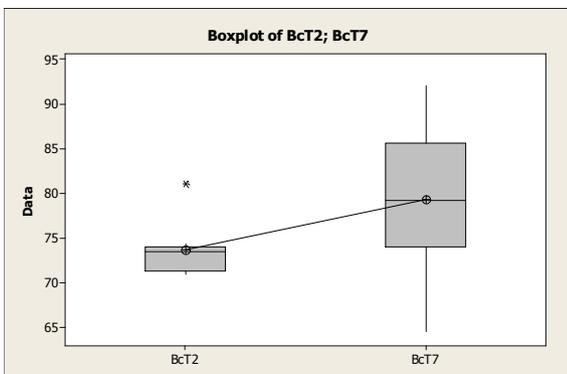
POX BLOTS N°29: Comparaison des moyennes BT2 ; BT4



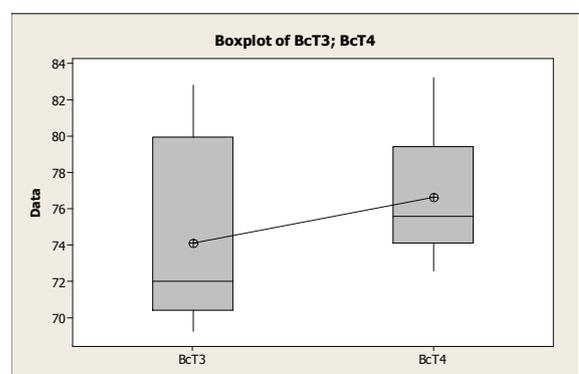
POX BLOTS N°30: Comparaison des moyennes BT2 ; BT5



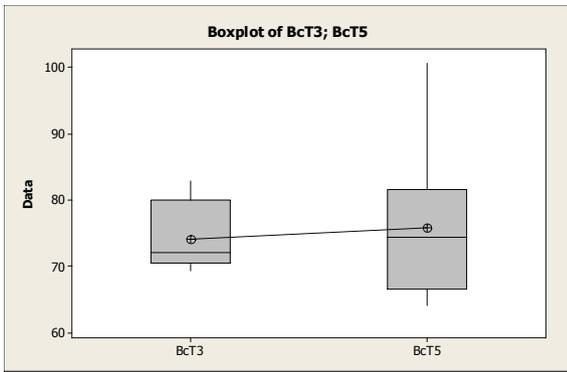
POX BLOTS N°31: Comparaison des moyennes BT2 ; BT6



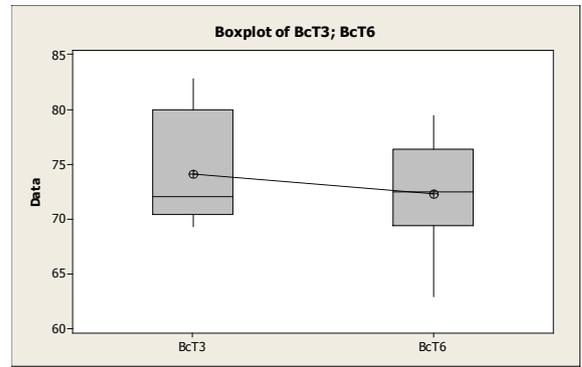
POX BLOTS N°32: Comparaison des moyennes BT2 ; BT7



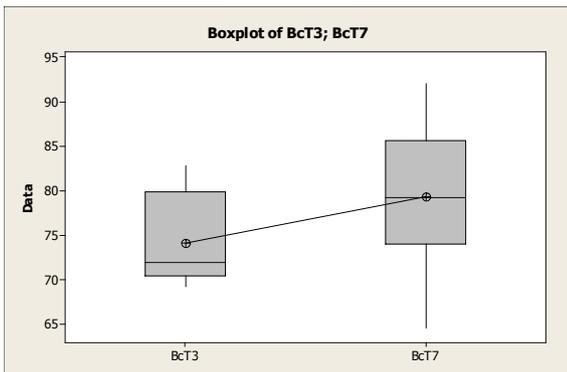
POX BLOTS N°33: Comparaison des moyennes BT3 ; BT4



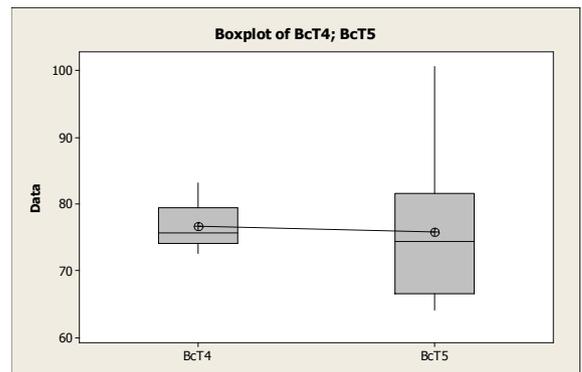
POX BLOTS N°34: Comparaison des moyennes BT3 ; BT5



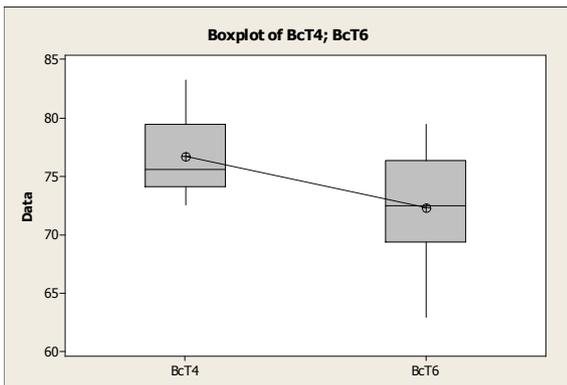
POX BLOTS N°35: Comparaison des moyennes BT3 ; BT6



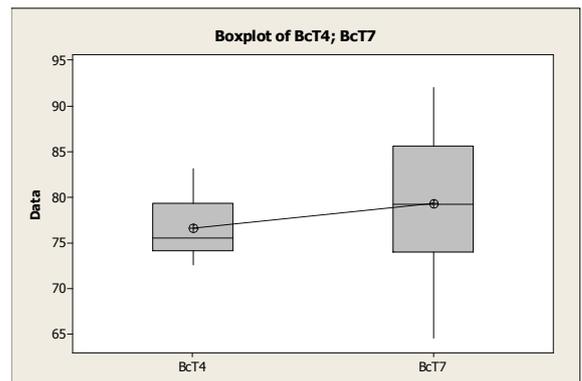
POX BLOTS N°36: Comparaison des moyennes BT3 ; BT7



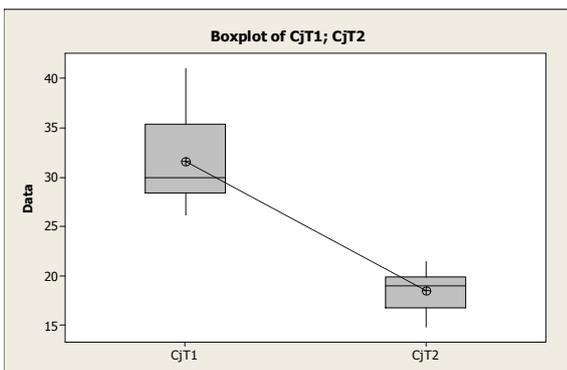
POX BLOTS N°37: Comparaison des moyennes BT4 ; BT5



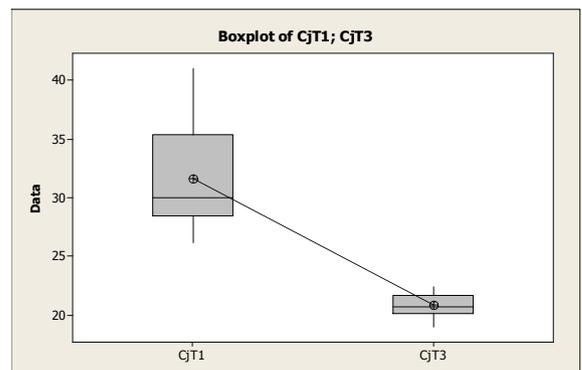
POX BLOTS N°38: Comparaison des moyennes BT4 ; BT6



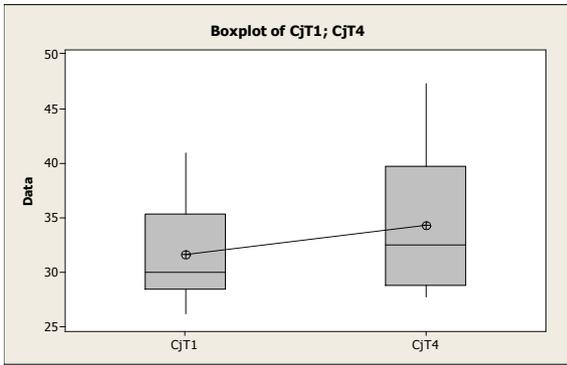
POX BLOTS N°39: Comparaison des moyennes BT4 ; BT7



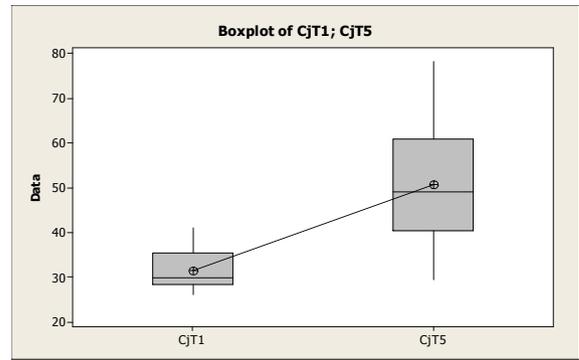
POX BLOTS N°40: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ2



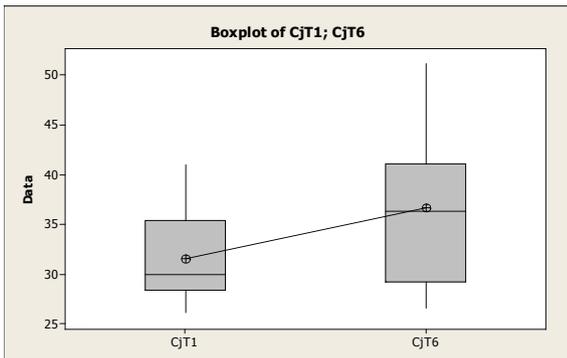
POX BLOTS N°41: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ3



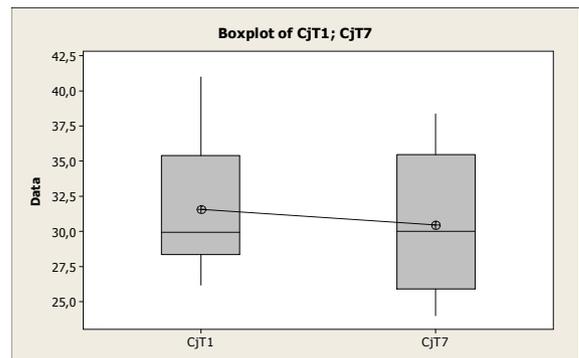
POX BLOTS N°42: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ4



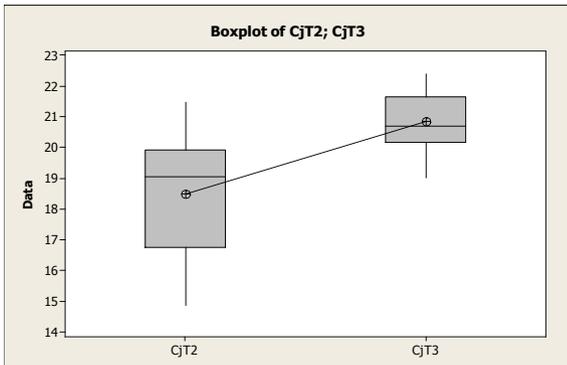
POX BLOTS N°43: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ5



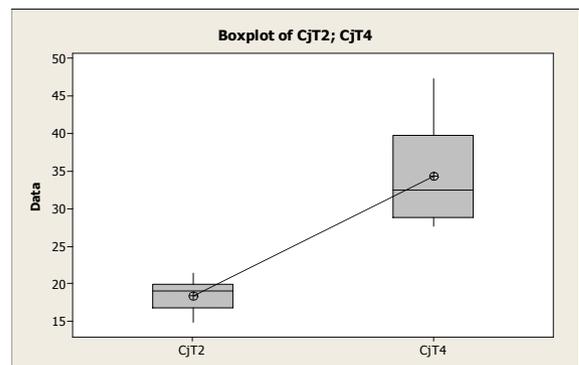
POX BLOTS N°44: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ6



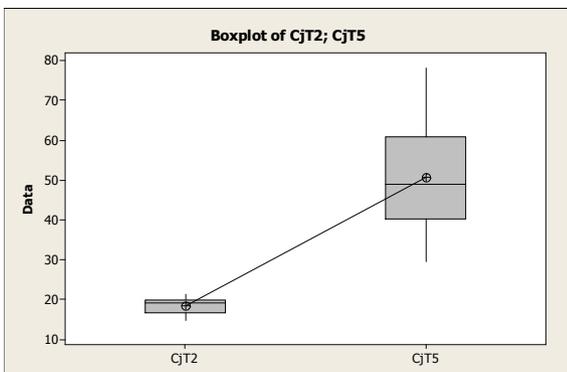
POX BLOTS N°45: Comparaison des moyennes CJ1 ; CJ7



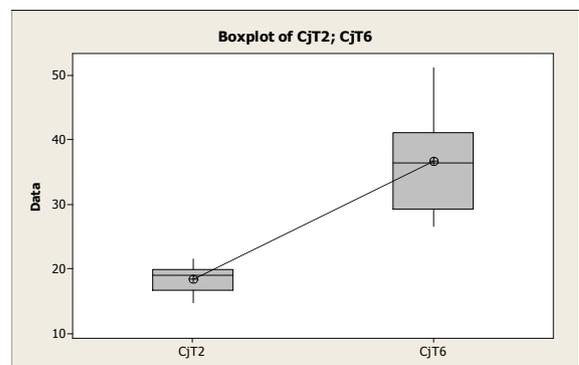
POX BLOTS N°46: Comparaison des moyennes CJ2 ; CJ3



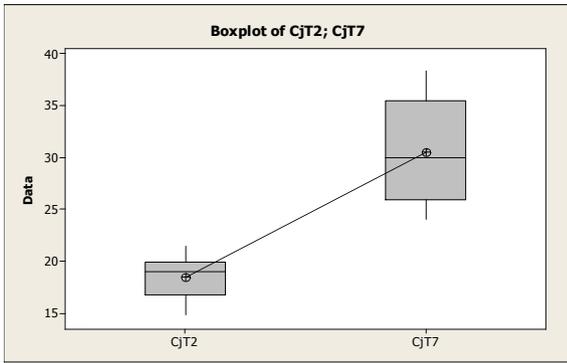
POX BLOTS N°47: Comparaison des moyennes CJ2 ; CJ4



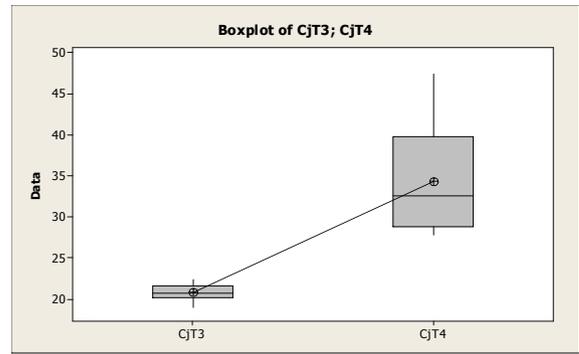
POX BLOTS N°48: Comparaison des moyennes CJ2 ; CJ5



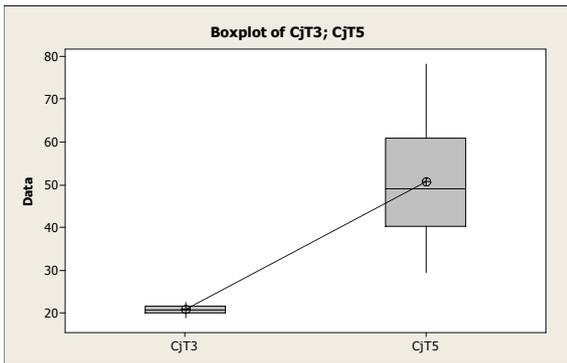
POX BLOTS N°49: Comparaison des moyennes CJ2 ; CJ6



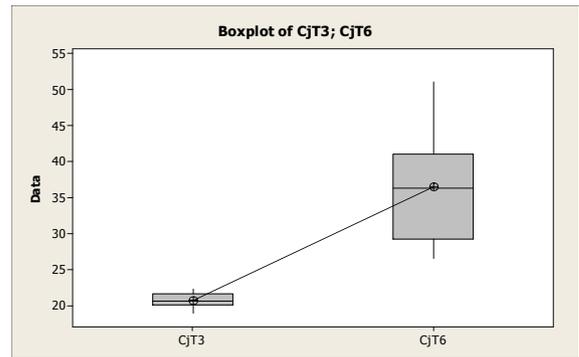
POX BLOTS N°50: Comparaison des moyennes CJ2 ; CJ7



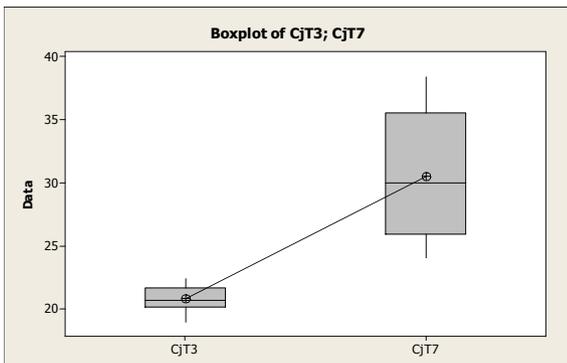
POX BLOTS N°51: Comparaison des moyennes CJ3 ; CJ4



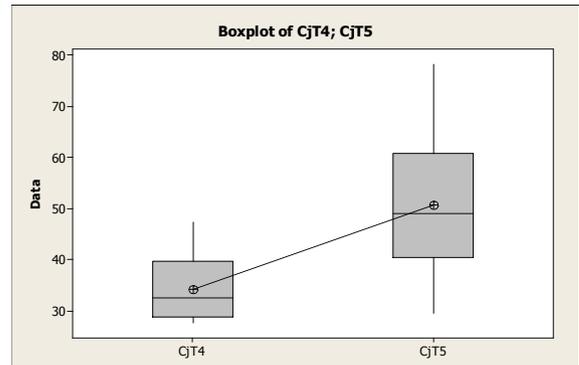
POX BLOTS N°53: Comparaison des moyennes CJ3 ; CJ5



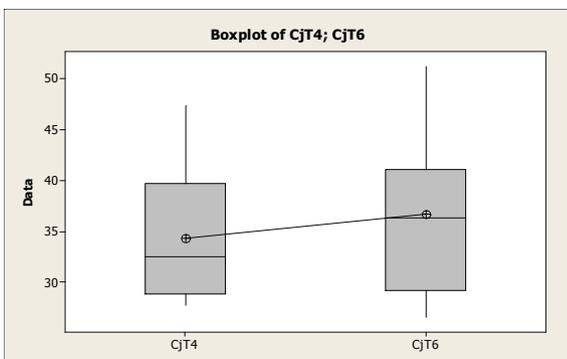
POX BLOTS N°54: Comparaison des moyennes CJ3 ; CJ6



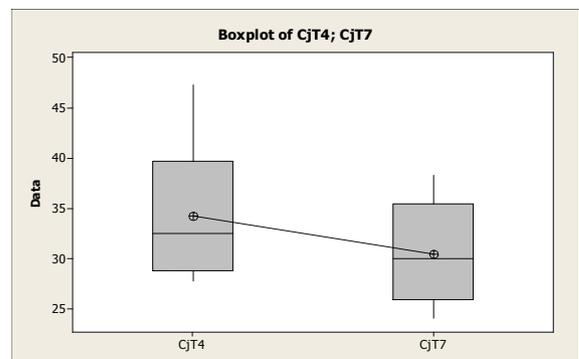
POX BLOTS N°55: Comparaison des moyennes CJ3 ; CJ7



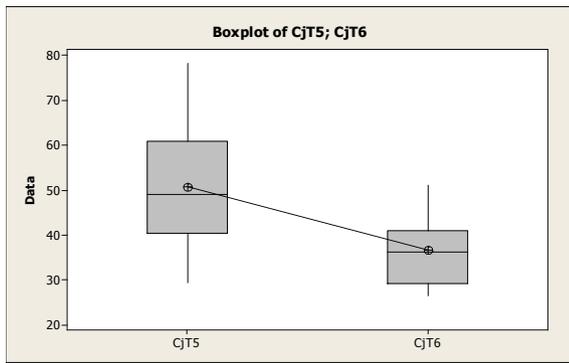
POX BLOTS N°56: Comparaison des moyennes CJ4 ; CJ5



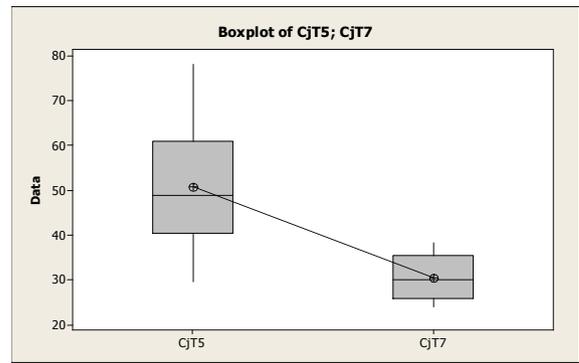
POX BLOTS N°57: Comparaison des moyennes CJ4 ; CJ6



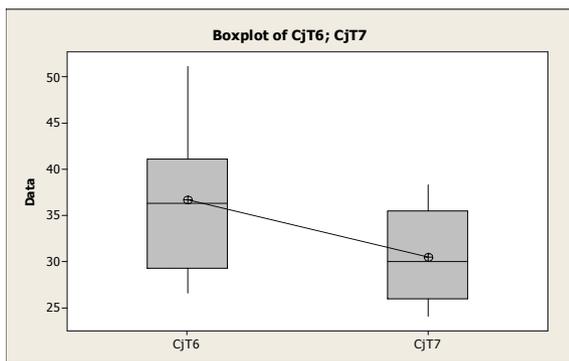
POX BLOTS N°58: Comparaison des moyennes CJ4 ; CJ7



POX BLOTS N°59: Comparaison des moyennes CJ5 ; CJ6



POX BLOTS N°60: Comparaison des moyennes CJ5 ; CJ7



POX BLOTS N°61: Comparaison des moyennes CJ6 ; CJ7

LES TABLEAUX

Tableau 01 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T1. **Tableau 02** : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T2.

| n° lames | RgT1 | BcT1 | CjT1 | n° lames | RgT2 | BcT2 | CjT2 |
|----------|--------|--------|--------|----------|--------|--------|--------|
| L1 | 40,137 | 67,600 | 27,462 | L1 | 23,237 | 81,120 | 19,604 |
| L2 | 35,067 | 78,580 | 40,982 | L2 | 23,237 | 71,402 | 18,928 |
| L3 | 29,575 | 80,275 | 34,645 | L3 | 21,716 | 73,515 | 17,238 |
| L4 | 23,660 | 77,740 | 37,602 | L4 | 21,970 | 73,937 | 14,872 |
| L5 | 27,462 | 70,135 | 29,997 | L5 | 20,702 | 71,402 | 21,463 |
| L6 | 25,350 | 73,092 | 26,195 | L6 | 23,660 | 70,980 | 19,181 |
| L7 | 25,772 | 77,740 | 28,730 | L7 | 20,702 | 73,937 | 18,167 |
| L8 | 19,435 | 92,950 | 30,420 | L8 | 20,702 | 74,360 | 20,871 |
| L9 | 23,660 | 76,050 | 29,997 | L9 | 21,125 | 72,670 | 19,266 |
| L10 | 21,547 | 87,880 | 29,997 | L10 | 20,515 | 73,515 | 15,379 |
| moyenne | 27,166 | 78,204 | 31,602 | moyenne | 21,756 | 73,683 | 18,496 |

Tableau 03 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T3. **Tableau 04** : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T4.

| n° lames | RgT3 | BcT3 | CjT3 | n° lames | RgT4 | BcT4 | CjT4 |
|----------|--------|--------|--------|----------|--------|--------|--------|
| L1 | 21,547 | 79,852 | 19,857 | L1 | 32,955 | 83,232 | 47,320 |
| L2 | 23,237 | 82,810 | 21,547 | L2 | 26,617 | 72,607 | 33,800 |
| L3 | 21,125 | 80,275 | 20,702 | L3 | 27,040 | 73,515 | 29,152 |
| L4 | 20,280 | 70,135 | 19,012 | L4 | 30,420 | 75,627 | 30,842 |
| L5 | 23,660 | 70,980 | 21,547 | L5 | 40,137 | 81,965 | 27,885 |
| L6 | 21,970 | 69,290 | 20,702 | L6 | 25,772 | 75,627 | 31,265 |
| L7 | 21,547 | 73,515 | 22,392 | L7 | 26,617 | 78,585 | 33,800 |
| L8 | 23,237 | 70,557 | 20,702 | L8 | 23,237 | 74,360 | 27,762 |
| L9 | 21,970 | 73,092 | 21,970 | L9 | 23,237 | 76,472 | 42,250 |
| L10 | 22,815 | 70,980 | 20,280 | L10 | 22,815 | 74,782 | 38,870 |
| moyenne | 22,138 | 47,148 | 20,871 | moyenne | 27,884 | 76,677 | 34,294 |

Tableau 05 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T5. **Tableau 06** : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T6.

| n° lames | RgT5 | BcT5 | CjT5 | n° lames | RgT6 | BcT6 | CjT6 |
|----------|--------|--------|--------|----------|--------|--------|--------|
| L1 | 42,672 | 76,050 | 45,630 | L1 | 90,277 | 62,952 | 29,575 |
| L2 | 61,262 | 76,472 | 64,642 | L2 | 33,377 | 67,160 | 39,292 |
| L3 | 29,572 | 81,542 | 78,162 | L3 | 46,052 | 73,515 | 39,715 |
| L4 | 42,250 | 65,910 | 47,742 | L4 | 46,475 | 72,247 | 35,067 |
| L5 | 33,377 | 72,247 | 34,645 | L5 | 29,997 | 75,627 | 51,122 |
| L6 | 29,575 | 66,755 | 59,572 | L6 | 30,420 | 70,125 | 37,602 |
| L7 | 59,572 | 72,670 | 42,250 | L7 | 37,180 | 78,585 | 45,207 |
| L8 | 31,265 | 81,542 | 54,925 | L8 | 53,235 | 70,980 | 26,617 |
| L9 | 89,147 | 100,55 | 50,277 | L9 | 30,420 | 72,670 | 34,222 |
| L10 | 28,730 | 64,220 | 29,575 | L10 | 30,842 | 79,430 | 28,307 |
| moyenne | 44,742 | 75,796 | 50,742 | moyenne | 42,827 | 72,329 | 36,672 |

Tableau 07 : diamètre des fibres musculaires et T.CJ en T7. **Tableau 08**: Moyenne de diamètres des fibres musculaires et T.CJ de différents temps.

| n° lames | RgT7 | BcT7 | CjT7 | temps | Rg | Bc | Cj |
|----------|--------|--------|--------|-------|--------|--------|--------|
| L1 | 26,617 | 64,642 | 35,067 | T1 | 27,166 | 78,204 | 31,602 |
| L2 | 60,840 | 71,825 | 32,532 | T2 | 21,756 | 73,683 | 18,496 |
| L3 | 33,377 | 75,205 | 38,344 | T3 | 22,138 | 47,148 | 20,871 |
| L4 | 21,547 | 79,430 | 25,772 | T4 | 27,884 | 76,677 | 34,294 |
| L5 | 22,392 | 74,782 | 24,082 | T5 | 44,742 | 75,796 | 50,742 |
| L6 | 21,970 | 92,105 | 26,195 | T6 | 42,827 | 72,329 | 36,672 |
| L7 | 23,660 | 79,007 | 26,007 | T7 | 28,053 | 79,387 | 30,475 |
| L8 | 23,237 | 89,147 | 32,110 | | | | |
| L9 | 24,505 | 83,232 | 27,885 | | | | |
| L10 | 22,392 | 84,500 | 36,757 | | | | |
| moyenne | 28,053 | 79,387 | 30,475 | | | | |

Résumé :

La sardine est le poisson le plus consommé en Algérie vu sa valeur nutritive, en raison de son coût relativement bas et son abondance par rapport aux autres sources de protéines.

L'objet de notre étude expérimentale a pour but d'évaluer les modifications de la chair de poisson au cours de la décongélation, nous avons réalisés un examen histologique sur les différents types de muscle au niveau de laboratoire d'histologie de L'ENSV.

Nos résultats ont montré que la chair de sardinella aurita a été modifiée pendant la congélation, par une variation des diamètres des fibres musculaire et du conjonctif.

Summary:

The sardine is the fish more consumed in Algeria considering its food value, because of its relatively low cost and its abundance compared to the other sources of proteins.

The purpose of the object of our experimental study is to evaluate the modifications of the fish flesh during defrosting; we carried out a histological examination on the various types of muscle on the level of laboratory of histology of the ENSV.

Our results showed that the flesh of sardinella aurita was modified during congelation, by a variation of the diameters of muscle fibres and the conjunctive one.

المخلص

يعتبر السردين السمك الأكثر استهلاكاً في الجزائر نظراً لقيمتها الغذائية وقلّة تكلفته وتوفّره بكثرة مقارنة بالموارد الروتينية الأخرى.

لهذا قمنا بهذا العمل و الذي أجري بمخبر الأنسجة بالمدرسة الوطنية العليا للبيطرة و ذلك بعمل شرائح مجهرية على مختلف أنواع الألياف العضلية و ذلك بعد تجميدها و إعادة تذيبها.

النتائج المتحصل عليها تؤكد أن لحم السردين قد تغير أثناء تجميده و إعادة تذييبه و ذلك بتغير في قطر الألياف العضلية و النسيج الرابط بينهما.