



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار - عنابة

UNIVERSITE BADJI MOKHTAR - ANNABA

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

LABORATOIRE DE BIOLOGIE VEGETALE ET ENVIRONNEMENT

THESE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTORAT
(LMD)

En Biologie Végétale et Environnement

Option : Biodiversité et Gestion des Ecosystèmes

THEME

**ETUDE DE LA COMPOSITION BIOCHIMIQUE DE LA
CHATAIGNE D'EAU DOUCE DU LAC OUBEÏRA**

Présentée par : Mr SAHLI Mohamed

Membres de jury

Président	Mr. TAHAR Ali	Professeur	Université de Annaba
Directeur de thèse	Mr. BOUTEBBA Aissa	Professeur	Université de Annaba
Examineur	Mm. SERIDI Ratiba	Professeur	Université de Annaba
Examineur	Mr.DJEKOUNE Mohamed	Maitre de conférences A	Université de Guelma

Année universitaire : 2016 / 2017

A mes très chers parents

A mon épouse

A mes anges Raghed et Abdelwadoud

A ma sœur

A mes frères Bilal, Aïssam et Khiredidine

A tous mes amis

Je dédie cette thèse

Remerciements

Avant tout, louange et gratitude à Dieu le tout puissant pour la volonté, la santé, la force et la patience qu'il m'a donné dans l'accomplissement de ce travail et l'atteinte de cet objectif.

Au Professeur BOUTEBBA Aïssa, mon directeur de thèse. C'est à l'homme de science que j'adresse mes remerciements. Vous avez initié et dirigé ce présent travail avec la rigueur scientifique, l'enthousiasme et la persévérance qui sont les vôtres. Soyez assuré que j'ai bénéficié de vous l'éducation qui doit animer un chercheur : l'ingéniosité et la persévérance, car dans la recherche scientifique, il n'existe pas « d'escalier en verre ». Ce que vous nous avez toujours fait savoir. Aux tribulations diverses qui auraient pu compromettre la réalisation de ce travail, Vous avez toujours trouvé les solutions qui s'imposaient.

Monsieur le Professeur Ali TAHAR, directeur du laboratoire de biologie végétale et Environnement : je tenais à vous remercier chaleureusement pour votre soutien scientifique et moral. Puissiez-vous trouver ici ma plus profonde reconnaissance pour votre aide concernant l'étude statistique de ce travail et pour l'honneur que vous me faites en acceptant de présider le jury de ma soutenance de thèse.

Je tiens également à exprimer mes vifs remerciements aux membres de jury, Mm SERIDI Ratiba professeur à l'université de Annaba, Mr DJEKOUNE Mohamed maître de conférence A à l'université de Guelma pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Résumé

Les graines de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. sont récoltées, séchées à température ambiante puis broyées. Il est obtenu une farine très fine. Il est déterminé la composition biochimique et la mise au point d'une gélose nutritive. La teneur en protéines totales est établie par la méthode Kjeldahl ($\% N \times 6,25$). L'extraction des différents groupes protéiques est réalisée selon le fractionnement sélectif d'Osborne. Les lipides sont isolés au Soxhlet. Les acides gras sont mis en évidence par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG-MS). Les taux d'amidon, d'amylose et d'amylopectine et des sucres réducteurs et totaux sont évalués par spectrophotométrie. La vitamine C est dosée par méthode volumétrique. Il est utilisé l'indophénol 2.6 dichlorophénol. Les vitamines A et E sont mesurées par spectrophotométrie. Les cendres sont calculées après minéralisation dans un four à moufle à 550°C pendant 6 heures. Les éléments minéraux sont révélés par absorption atomique (SAA). La gélose nutritive est préparée à partir de la farine de la châtaigne d'eau avec de l'eau et de l'agar-agar uniquement. Chaque boîte de Petrie contenant le produit passé à l'étuve est incubée pendant une nuit à 37°C et 28°C et examinée pour détecter les contaminants. Elle est employée pour la culture de souches bactériennes et fongiques en présence et en absence d'oxytétracycline. Pour l'étude statistique, il est utilisé l'analyse de la variance à un critère de classification modèle fixe (ANOVA) et le test de Tukey. Les calculs sont réalisés au logiciel MINITAB version 16.0. Les résultats montrent que le taux de protéines totales est $6,97 \pm 0,2\%$ et les groupes protéiques mis en évidence sont les albumines et les globulines. L'amidon est le composé le plus important. Il a une proportion de $59,33 \pm 0,6\%$ dont 70 et 30% sont de l'amylose et l'amylopectine respectivement. Les sucres totaux et réducteurs sont consécutivement $5,32 \pm 0,6\%$ et $1,23 \pm 0,3\%$. Les lipides libres constituent $3,15 \pm 0,05\%$. Les vitamines C, E et A représentent successivement $4,56 \pm 0,5$ mg/100g, $0,26 \pm 0,04$ mg/100g et $3,66 \pm 0,4$ UI/g. les cendres sont considérables. Elles sont évaluées à $2,93 \pm 0,06\%$. Les quantités de fer, zinc, cuivre, manganèse, chrome, cadmium sont consécutivement 31,05ppm, 21,85ppm, 6,58ppm, 7,86ppm, 4,04ppm, 0,14ppm. Le fer et le zinc sont les principaux éléments minéraux. Les différents types d'acides gras identifiés après l'hydrolyse de la matière grasse extraite sont l'acide Myristique (C14:0), l'acide Palmitique (C16:0), l'acide palmitoléique (C16:1), l'acide Stéarique (C18:0), l'acide oléique, (C18:1) l'acide

élaïdique (C18:1trans9), l'acide Arachidique (C20:0), l'acide dihomogamma-linolénique (C20:3), l'acide linoléique (C18:2), l'acide Undécanoïque (C11:0), l'acide Tridécanoïque (C13:0), l'acide Pentadécanoïque (C15:0), l'acide Margarique (C17) et l'acide Tricosanoïque (C23:0). De la gélose nutritive préparée, le milieu de culture est de bonne qualité, il est stérile. Sa transparence parfaite permet de tout déceler. En absence d'oxytétracycline, les souches bactériennes et fongiques se développent. En présence de l'antibiotique à 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml les bactéries Gram+ et Gram- sont totalement inhibées alors que les champignons évoluent. L'isolement de *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum* est possible. Ces mycètes se caractérisent par des vitesses de croissance mycéliennes rapides. L'analyse statistique révèle l'existence d'une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) entre les effets des concentrations distinctes 0mg/ml, 0,1mg/ml, 0,25mg/ml et 0,5mg/ml du bactéricide sur le déploiement de *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*. Il n'y a aucune influence de l'antibactérien à 0,1mg/ml, 0,25mg/ml et 0,5mg/ml sur la croissance de *Fusarium sp*.

Mots clé : *Trapa natans*- Châtaigne d'eau douce - Lac Oubeira - Protéine – Glucide - Lipide.

Abstract

The seeds of the water chestnut *Trapa natans* L. are harvested, dried and then ground at room temperature. It's got very fine flour. It is determined the biochemical composition and the development of a nutrient agar. The total protein content is determined by the Kjeldahl method ($\% N \times 6.25$). The amylose, amylopectin, total sugars and reducing sugars are measured by spectrophotometry. The percentage of starch is the sum of the amounts of amylose and amylopectin. The lipids are isolated in a rotary evaporator and Soxhlet. Vitamin C is dosed by volumetric method. It is used indophenol 2.6 dichlorophenols. Vitamins E and A were measured by spectrophotometry. The ash is calculated after mineralization in a muffle furnace at $550^{\circ} C$ for 6 hours. Fatty acids are identified by gas chromatography coupled to mass spectrometry (GC-MS). The minerals were found by atomic absorption (AAS). Nutrient agar consists of the filtrate recovered after dispersion of the flour of the seeds in distilled water and the agar. Each box Petrie containing product passed the oven is incubated for 24 hours at $37^{\circ} C$ and $28^{\circ} C$. It is examined to detect contaminants. The substance is used for the culture of bacterial and fungal strains in the presence and absence of oxytetracycline. For the statistical analysis, there is used the analysis of variance for a fixed model ANOVA (ANOVA) and Tukey's test. Calculations are made in MINITAB software version 16.0. The results show that the total protein rate is $6.97 \pm 0.2\%$. Starch is the most important compound. It has a proportion of $59.33 \pm 0.6\%$ 70 and 30% of amylose and amylopectin. The total and reducing sugars are $5.32 \pm 1.23 \pm 0.6\%$ and 0.3% respectively. Lipids are $3.15 \pm 0.05\%$. Vitamins C, E and A represents consecutively 4.56 ± 0.5 mg / 100 g, 0.26 ± 0.04 mg / 100g and $3.66 \pm 0,4UI$ / g. the ashes are considerable. They are estimated at $2.93 \pm 0.06\%$. The amounts of iron, zinc, copper, manganese, chromium and cadmium are consecutively 31,05ppm, 21,85ppm, 6,58ppm, 7,86ppm, 4,04ppm and 0,14ppm. Iron and zinc are the principal minerals. The different types of fatty acids identified by hydrolysis of the fatty material are extracted myristic acid (C14: 0), palmitic acid (C16: 0), stearic acid (C18: 0), the arachidic acid (C20: 0), palmitoleic acid (C16: 1), oleic acid (C18: 1), elaidic acid (C18: 1trans9), linoleic acid (C18: 2), the octadecatrienoic acid (C18: 3), the dihomogamma-linolenic (C20: 3), undecanoic acid (C11: 0), tridecanoic acid (C13: 0), pentadecanoic acid (C15: 0) , margaric acid (C17) and tricosanoic acid (C23: 0). Of

the prepared nutrient agar, the culture medium obtained is of good quality, it is sterile. Its perfect transparency allows everything detect. In the absence of oxytetracycline, bacterial and fungal strains develop. In the presence of the antibiotic to 0.25 mg / ml and 0.5 mg / ml Gram + and Gram- bacteria are completely inhibited whereas fungi evolve. Isolation of *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* and *Septoria nodorum* is possible. These fungi are characterized by rapid mycelial growth rates. Statistical analysis reveals the existence of a very highly significant difference ($P \leq 0.001$) between the effects of different concentrations 0mg / ml, 0.1mg / mL, 0.25 mg / ml and 0.5 mg / ml of the bactericide deploying *Pyrenophora tritici* and *Septoria nodorum*. There is no influence of antibacterial 0.1mg / mL, 0.25mg/ml and 0.5 mg / ml on the growth of *Fusarium sp*.

Keywords: *Trapa natans*, Water chestnut – Lake Oubeira - Protein - carbohydrate - lipid.

المخلص

تم جمع بذور كستناء الماء و تجفيفها في درجة حرارة الغرفة ثم طحنها والحصول على طحين جد رفيع. قصد التعرف على التركيب البيوكيميائي وتطوير الوسط المغذي. تم تحديد محتوى البروتين الكلي بطريقة كيلدال ($N \times 6.25$). تم تنفيذ استخراج مجموعة البروتين المختلفة وفقا للتجزئة الانتقائية لأوزبورن. تم عزل الدهون بواسطة جهاز السوكسلي. تم تحديد نوعية الأحماض الدهنية عن طريق chromatographie في المرحلة الغازية ملحقة بقياس الطيف الكتلي (GC-MS). تم قياس مستوى النشاء، الأميلوز، الأميلوبكتين، السكريات الكلية والسكريات المرجعة عن طريق القياس الطيفي. تم الكشف عن كمية فيتامين C عن طريق المعايرة اللونجمية باستخدام الإندوفينول 2.6 ديكلوروفينول. تم قياس الفيتامينات A و E عن طريق القياس الطيفي. تم احتساب نسبة الرماد بعد التمدن في الفرن في درجة حرارة 550 درجة مئوية لمدة 6 ساعات. وكشف العناصر المعدنية الثقيلة عن طريق الامتصاص الذري (SAA). وقد أعد الوسط المغذي من طحين الكستناء، الماء والأجار فقط. وحضنت لمدة 24 ساعة في درجات حرارة 37 و 28 درجة مئوية للتأكد من خلوها من الملوثات. يستخدم الوسط المغذي لإنماء السلالات البكتيرية والفطرية في حضور وغياب أوكسينيتراسيكلين. في الدراسة الإحصائية تم استخدام تحليل التباين لنموذج ثابت أنوفا (ANOVA) واختبار توكي و تم إجراء العمليات الحسابية بواسطة برنامج MINITAB النسخة 16. أظهرت النتائج أن معدل البروتين الكلي $6.97 \pm 0.2\%$ تحتوي في مجملها على الألبومينات والجلوبيولين. النشاء هو أهم مركب بنسبة $59.33 \pm 0.6\%$ حيث ينقسم إلى 70 و 30% من الأميلوز والأميلوبكتين على الترتيب. نسبة السكريات الكلية والمرجعة هي $5.32 \pm 0.6\%$ و $1.23 \pm 0.3\%$ على التوالي. نسبة الدهون الحرة هي $3.15 \pm 0.05\%$ و الفيتامينات C، E و A تمثل على التوالي 4.56 ± 0.5 ملغ / 100 غ، 0.26 ± 0.04 ملغ / 100 غ و 3.66 ± 0.4 و د. غ. كمية الرماد كبيرة حيث كانت نسبتها مساوية $2.93 \pm 0.06\%$. كميات الحديد والزنك والنحاس والمنغنيز والكروم والكاديوم هي على التوالي 31,05 جمم، 21,85 جمم، 6,58 جمم، 7,86 جمم، 4,04 جمم و 0,14 جمم. الحديد والزنك يشكلان أكبر النسب. الأحماض الدهنية التي تم الكشف عنها هي حمض الميرستيك (0: C14)، وحمض البالمتيك (0: C16)، حمض البالمتيوليك (1: C16)، و حمض الستيريك (0: C18)، حمض الأوليك (1: C18) حمض الألياديك (9trans: C18)، حمض الأراشيديك (0: C20)، وحمض dihomogamma - لينولينيك (3: C20)، حمض اللينوليك (2: C18)، وحمض undecanoic (0: C11)، حمض tricosanoic (0: C13)، حمض pentadecanoic (0: C15)، حمض المارجريك (0: C17) و "حمض tricosanoic (0: C23). الوسط المغذي المحضر ذو نوعية جيدة، خال من الملوثات ذو شفافية عالية تتيح ملاحظة السلالات البكتيرية والفطرية اثناء تطورها على سطحه. في ظل وجود المضادات الحيوية (الأوكسينيتراسيكلين) بتركيز 0.25 ملغ / مل و 0.5 ملغ / مل لاحظنا إعاقة تامة لنمو البكتريا Gram+ و-Gram في حين تتطور الفطريات و عزل *Fusarium sp*، *Pyrenophora tritici* و *Septoria nodorum* ممكن. وتتميز هذه الفطريات بنسب النمو السريعة. التحليل الإحصائي يكشف وجود فرق كبير للغاية ($P \leq 0.001$) بين آثار تركيزات مختلفة 0.1 ملغ / مل، 0.25 ملغ / مل و 0.5 ملغ / مل على فطريات *Pyrenophora tritici* و

Septoria nodorum. لا يوجد أي تأثير مضاد للجراثيم بتركيز 0.1 ملغ / مل، 0.25 ملغ / مل و 0.5 ملغ /مل على نمو فطر *Fusarium sp*.

الكلمات المفتاحية: *Trapa natans* - كستناء الماء - بحيرة الاوبيرا- البروتينات -السكريات - الدهون.

Table de matière

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction	01
I. Recherche Bibliographique	04
I.1. Région d'El-Kala et son climat.....	04
I.2. Description du lac Oubeïra d'El-Kala	05
I.3. Présentation de la châtaigne d'eau	09
I.4. Effets de la propagation de la châtaigne d'eau.....	12
I.5. Composition chimique et biochimique de la graine de la châtaigne d'eau.....	16
I.6. Valorisation de la châtaigne d'eau.....	18
I.6.1. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine médicale.....	18
I.6.2. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine de l'agro-alimentaire.....	20
I.6.3. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine de l'environnement...	20
II. Matériel et Méthodes d'analyses	24
II.1. Matériel biologique	24
II.2. Méthodes d'Analyses.....	24
II.2.1. Méthodes d'Analyses biochimiques et chimiques.....	24
II.2.1.1. Préparation de l'infusé et screening chimique.....	24
II.2.1.2. Détermination du taux de protéines totales.....	24
II.2.1.3. Fractionnement des protéines de la châtaigne d'eau.....	25
II.2.1.4. Détermination des taux d'amidon, d'amylose et d'amylopectine....	26
II.2.1.5. Détermination des taux des sucres totaux et réducteurs.....	30
II.2.1.6. Détermination de la quantité de lipides totaux.....	33
II.2.1.7. Détermination des taux des Vitamines.....	34
II.2.1.7.1. Détermination du taux de la vitamine C.....	34
II.2.1.7.2. Détermination du taux de la vitamine E.....	35
II.2.1.7.3. Détermination du taux de la vitamine A.....	36

II.2.1.8. Détermination de la composition en acides gras de matière grasse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS)	37
II.2.1.9. Détermination du taux de Cendres.....	38
II.2.1.10. Détermination des quantités des métaux lourds par absorption atomique.....	38
II.2.2. Méthodes d'analyses microbiologiques.....	41
II.2.2.1. Préparation de la gélose nutritive.....	41
II.2.2.2. Analyse de l'évolution des souches bactériennes <i>E. coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> et <i>klebsiella sp</i> et de souches fongiques <i>Fusarium sp</i> , <i>Pyrenophora tritici</i> et <i>Septoria nodorum</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	41
II.2.3. Analyses statistiques.....	42
II.2.3.1. Analyse de la variance à un critère de classification.....	42
II.2.3.2. Test de Tukey.....	42
III. Résultats et Discussion	45
III.1. Analyses des compositions biochimique et chimique de la farine de la graine de la châtaigne d'eau Trapa natans L. du lac Oubeira d'El-Kala.....	45
III.1.1. Analyse des résultats du screening chimique.....	45
III.1.2. Analyse de la composition biochimique de la graine de la châtaigne d'eau.....	45
III.1.2.1. Composition en protéines, glucides et lipides.....	45
III.1.2.2. Composition en vitamines.....	49
III.1.2.3. Composition en acides gras.....	49
III.1.2.4. Taux de cendres et composition en éléments minéraux.....	54
III.2. Valorisation de la graine de la châtaigne d'eau Trapa natans L. sur la base de la composition biochimique et chimique dans le domaine microbiologique.....	56
III.2.1. Stérilité de la gélose nutritive préparée.....	56

III.2.2. Analyse de l'évolution de souches bactériennes et fongiques en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	56
Conclusion	69
Références bibliographiques	
annexes	

Liste des Tableaux

Tableau.1	Principaux Lacs et zones marécageuses du Parc Nationale d'El-kala.....	07
Tableau.2	Classification botanique de l'espèce <i>Trapa natans</i> L.....	10
Tableau.3	Groupes de <i>Trapa natans</i> L., <i>Trapa bicornis</i> et les autres taxons.....	11
Tableau.4	Compositions chimiques et biochimiques de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. selon différents auteurs.....	17
Tableau.5	Eléments pour l'établissement de la courbe d'étalonnage.....	27
Tableau.6	Eléments nécessaires pour le dosage des taux de l'amidon total, de l'amylose et de l'amylopectine.....	28
Tableau.7	Eléments pour l'établissement de la Courbe d'étalonnage à utiliser pour déterminer le taux des sucres totaux.....	31
Tableau.8	Eléments pour l'établissement de la Courbe d'étalonnage à utiliser pour déterminer le taux des sucres réducteurs.....	31
Tableau.9	Résultats du screening chimique de la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. du lac Oubeïra d'El-Kala.....	46
Tableau.10	Composition en protéines, glucides, et lipides de la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. du lac Oubeïra d'El-Kala.....	46
Tableau.11	Quantités des vitamines C, E et A de la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. du lac Oubeïra d'El-Kala.....	50
Tableau.12	Composition en acides gras de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. du lac Oubeïra d'El-Kala.....	51
Tableau.13	Evolution des souches bactériennes <i>E-coli</i> , <i>Klebsiella sp</i> et <i>Staphylococcus aureus</i> en absence et en présence de différentes concentrations d'oxytétracycline.....	57
Tableau.14	Comparaison de l'influence des différentes concentrations d'oxytétracycline sur le développement des souches fongiques <i>Fusarium sp</i> , <i>Pyrenophora tritici</i> et <i>Septoria nodorum</i>	61
Tableau.15	Groupes des diamètres de croissance des champignons par rapport aux différentes concentrations d'oxytétracycline.....	66
Tableau.16	Comparaison de l'influence de chaque concentration d'oxytétracycline sur le développement des différentes souches fongiques <i>Fusarium sp</i> , <i>Pyrenophora tritici</i> et <i>Septoria nodorum</i>	66
Tableau.17	Groupes de diamètres de croissance des champignons <i>Fusarium sp</i> , <i>Pyrenophora tritici</i> et <i>Septoria nodorum</i> par rapport à chaque concentration d'oxytétracycline.....	67

Liste des Figures

Figure N°1.	Localisation du Parc National d'El-Kala (P.N.E.K).....	06
Figure N°2.	Localisation géographique du Lac Oubeïra d'El- Kala.....	07
Figure N°3.	Feuilles sous forme d'une rosette de la châtaigne d'eau.....	13
Figure N°4.	Fleur blanchâtre de la châtaigne d'eau.....	13
Figure N°5.	Fruit verdâtre à brun claire de la châtaigne d'eau.....	14
Figure N°6.	Fruits secs avec les épines de la châtaigne d'eau.....	14
Figure N°7.	Courbe d'étalonnage pour la détermination de l'amylose + amylopectine.....	29
Figure N°8.	Courbe d'étalonnage pour la détermination de l'amylose.....	29
Figure N°9.	Courbe d'étalonnage pour la détermination des sucres totaux.....	32
Figure N° 10.	Courbe d'étalonnage pour la détermination des sucres réducteurs.....	33
Figure N° 11.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du cadmium.....	39
Figure N° 12.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du cuivre.....	39
Figure N°13.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du manganèse.....	39
Figure N° 14.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du fer.....	40
Figure N° 15.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du chrome.....	40
Figure N° 16.	Courbe d'étalonnage pour la détermination du zinc.....	40
Figure N°17.	Structures chimiques des acides gras à nombre impair de carbones déterminés dans la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. non signalés par la littérature.....	52
Figure N°18.	Quantités des éléments minéraux de la graine de la châtaigne d'eau <i>Trapa natans</i> L. du lac Oubeïra d'El Kala.....	55
Figure N°19.	Gélose nutritive après incubation à 28°C pendant 24 h pour détecter les contaminants.....	57
Figure N°20.	Gélose nutritive après incubation à 37°C pendant 24 h pour détecter les contaminants.....	57
Figure N°21.	Développement d' <i>E-coli</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	58
Figure N°22.	Développement de <i>Klebsiella sp</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	58
Figure N°23.	Développement de <i>Staphylococcus aureus</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	59

Figure №24.	Développement de <i>Fusarium sp</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	59
Figure №25.	Développement de <i>Pyrenophora tritici</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	60
Figure №26.	Développement de <i>Septoria nodorum</i> en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.....	60
Figure №27.	Diamètres de croissances de <i>Fusarium sp</i> soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation.....	63
Figure №28.	Diamètres de croissances de <i>Pyrenophora tritici</i> soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation.....	63
Figure №29.	Diamètres de croissances de <i>Septoria nodorum</i> soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation.....	64

Introduction

INTRODUCTION

La châtaigne d'eau *Trapa natans* L. est une plante aquatique flottante annuelle. Elle appartient à la famille des *Trapaceae*. Elle pousse dans les étendues d'eau peu profondes, les étangs ou les terres marécageuses dans les pays tropicaux et subtropicaux (Takano et Kadono, 2005). Sa large propagation lui permet d'envahir le site et de s'en accaparer (Groth et al ; 1996). Traditionnellement, elle est employée pour divers applications médicinales (Anjaria et al., 2002), (Khare, 2007). Certaines études pharmaceutiques ont montré ses vertus thérapeutiques (Parekh et Chanda, 2007; Saraf et al., 2007; Parekh et Chanda, 2008; Agrahari et al., 2010; Panda et al., 2010; Prashanto et al., 2011; Patel et al., 2011; Das et al., 2011; Bhattacharya, 2011). La graine a été utilisée dans l'alimentation humaine ou animale (Kalita et al., 2007). Elle est consommée essentiellement sous forme de légume cuit ou de farine. D'après Puste, 2004 et Lee et Hwang, 1998, elle a une teneur en protéines égale à 1,74%. Pour Kalita et al., 2007, le taux des substances protéiques est 11,4%. Selon Lee et Hwang, 1998, les lipides sont évalués à 0,06%. Pour Kalita et al., 2007, le pourcentage de la matière grasse est 8,0 %. Gani et al., 2010 analysant l'amidon de la graine de cette espèce végétale de trois lacs différents obtiennent des proportions de 85%, 80% et 97,5%. Les propriétés de ce biopolymère révèlent la possibilité de l'apporter comme ingrédient lors de la préparation de certains aliments. Les sucres totaux et réducteurs sont 5.63 et 1.27 % respectivement (Akash et al., 2012; Singh et al., 2010). Par rapport aux minéraux, le potassium, le fer et le manganèse représentent consécutivement 0,41%, 0,21% et 0,08% (Lee et Hwang, 1998). Sa valorisation trouve son intérêt car elle rassemble dans sa composition tout ce qui est nécessaire en protéines, lipides, glucides, minéraux ...Elle a donc sa place et son utilité. Son utilisation pour la fabrication de supports favorables au développement de microorganismes est possible. Elle peut permettre de produire des milieux de culture microbiens. Ces derniers sont formés de matières biologiques ou chimiques, créent un environnement propice à la culture

d'organismes microscopiques identifiés (**Jerome et al., 2004**). Ils sont soit commercialisés sous formes de produits prêts à l'emploi en tubes ou en récipients à couler en boîtes de pétrie et comme substances déshydratées à reproduire et à étaler, soit préparés au laboratoire (**Guiraud, 2003**). Ils constituent une grande variété en relation avec la différence des besoins nutritifs des germes. Il y a ceux dits synthétiques dans lesquels tous les constituants sont précisés. Ils sont liquides ou gélifiés par l'agar (**Prescott et al., 2010**). Certains appelés semi-synthétiques contiennent des composants définis chimiquement, mais aussi quelques composés naturels, aussi spécifiés que possible (**Lambian et Germann, 1969**). Il existe d'autres, d'origine animale ou végétale, de réalisation empirique, de constitution complexe mal connue. Ils sont classés selon leur fonction. Pour ce qui est de l'isolement, ils laissent se développer de multiples espèces bactériennes (**Gaillet, 2011**). Par rapport à l'enrichissement, ils fournissent les nutriments et les conditions convenables à l'évolution d'un seul microbe (**Gerard et al., 2003**). Quant à la sélectivité, il est employé ceux facilitant la culture de certaines bactéries aux dépens d'autres (**Singleton et al., 2005**). C'est donc dans ce contexte de composition biochimique que s'inscrit ce travail consacré à l'obtention de données pour la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans L.* du lac Oubeïra d'El-Kala dont nous ne connaissons à priori rien, à ce jour, concernant la composition biochimique pour la préparation d'une gélose nutritive qui fournit un milieu de croissance idéal pour des microorganismes.

Chapitre I :
Recherche
Bibliographique

I. Recherche Bibliographique

I.1. Région d'El-Kala et son climat

La région d'El-Kala se trouve à l'extrême Nord-est de l'Algérie. Elle a une pluviométrie moyenne annuelle de 910 mm et un maximum d'environ 1200 mm/an, pour 115 jours pluie/an. La pluviosité dans cette région est conditionnée par deux phénomènes météorologiques importants. Il s'agit, des perturbations cycloniques d'origine atlantique de l'Ouest et du Nord-Ouest qui, après avoir traversées l'Espagne et une partie de la Méditerranée Occidentale, affectent le Nord-est algérien et des dépressions qui prennent naissance en Méditerranée Occidentale (**De Bélair, 1990**). D'une manière générale, la région d'El-Kala est située dans le climat méditerranéen chaud avec des températures pouvant atteindre 45 °C. Les températures les plus basses sont enregistrées en altitude durant l'hiver, avec 5 à 6 mois de gelée blanche par an. Au niveau de la mer, les températures atteignent très rarement 0 °C (**Benyacoub et Chabi, 2000**). Les mois les plus froids sont janvier et février tandis que juillet et août sont les plus chauds. Elle est l'une des régions les plus humides de l'Algérie. De plus, elle renferme un complexe lacustre particulier et imposant du point de vue superficie. Il y existe les plus grands lacs d'eau douce d'Algérie reconnus d'importance internationale (**Kadid, 1989**). Les vents dominants sont de Nord-Ouest, avec une vitesse moyenne variant de 3.3 à 4.8 m/s. En été, ils deviennent Est - Nord-Est. Parfois, ils tournent au secteur Sud et deviennent un dangereux facteur déclenchant d'incendies de forêts. Son parc national (P.N.E.K) créé par le décret 83/462 du 13.07.83 est érigé en zone protégée en 1991 par l'UNESCO dans le but de la conservation du patrimoine naturel Algérien. Il s'étend sur superficie de 76438 ha soit 26% de l'espace de la wilaya d'El-Taref. Il regroupe neuf communes. : El-Kala, El-Taref, Ain Assel, Souarekh, El Aioun, Berrihane, Ramel Souk, Bougous et Bouteldja. Il est limité à l'Est par la frontière Algéro-Tunisienne, au Nord par la mer Méditerranée, à l'Ouest par l'extrémité de la plaine alluviale d'Annaba et enfin au Sud par le contrefort des monts de la Medjerda. Ses coordonnées géographiques sont 36°52' N de latitude

Nord et 8°27' E de longitude au niveau de la ville d'El-Kala (**Benyacoub, 1993**). D'une superficie de 78 438 ha, il est subdivisé en trois principaux secteurs : le secteur de Brabtia, le secteur de Tonga et le secteur de Bougous (**Oulmouhoub, 2005**). La figure N°1 montre la localisation du parc National d'El-Kala (P.N.E.K). Les principaux lacs et les zones marécageuses sont donnés dans le tableau N°1. Les lacs Tonga et Oubeïra font partie des sites classés « A ». Ces derniers sont protégés par la convention RAMSAR relative aux zones humides d'importance internationale.

I.2. Description du lac Oubeïra d'El-Kala

Le Lac Oubeïra est situé à 3 Km à l'Ouest de la ville d'El-Kala. Les Coordonnées géographiques sont : **Longitude** : 36°50' N **Latitude** : 08°23' E

Altitude : altitude moyenne 25 mètres

Superficie : 3.160 hectares

Le lac Oubeïra est situé près des lacs Mellah et Tonga. La figure N° 2 montre la localisation géographique du lac Oubeïra d'El-Kala. C'est un lac endoréique d'eau douce d'origine naturelle occupant une superficie de 2.200 hectares de forme subcirculaire. Il est situé au centre d'un bassin versant de 9.900 hectares, à 4 kilomètres à vol d'oiseau de la mer. Il est très important pour l'hivernage des oiseaux d'eau et, à un degré moindre, pour la nidification de quelques espèces rares. Il abrite une flore aquatique intéressante dont la châtaigne d'eau *Trapa natans L.*, le nénuphar blanc *Nymphaea alba* et le Nénuphar jaune *Nuphar luteum*. Il est également le lieu d'une pêche artisanale. Il est entouré par un cercle de collines de nature argilo-gréseuses, formant un bassin versant de 9800 ha (**De Bélair, 1990**). Il est dominé au Nord-Ouest par Djer El Ousaa (132 m), au Nord-Est par Kef Bou Merchène (164m) dont la pente s'achève au niveau de la rive Ouest. Les collines de la forêt de Brabtia constituent une limite commune entre les bassins versants de l'Oubeïra et du Mellah. Au Sud-Ouest du lac s'élève jusqu'à 188m la forêt de l'Oubeïra. La rive Est du lac est longée par la route national 44. Il se situe dans un complexe de zones humides qui viendrait en troisième position après ceux du Delta de l'Ebre, en Espagne et la Camargue en France.

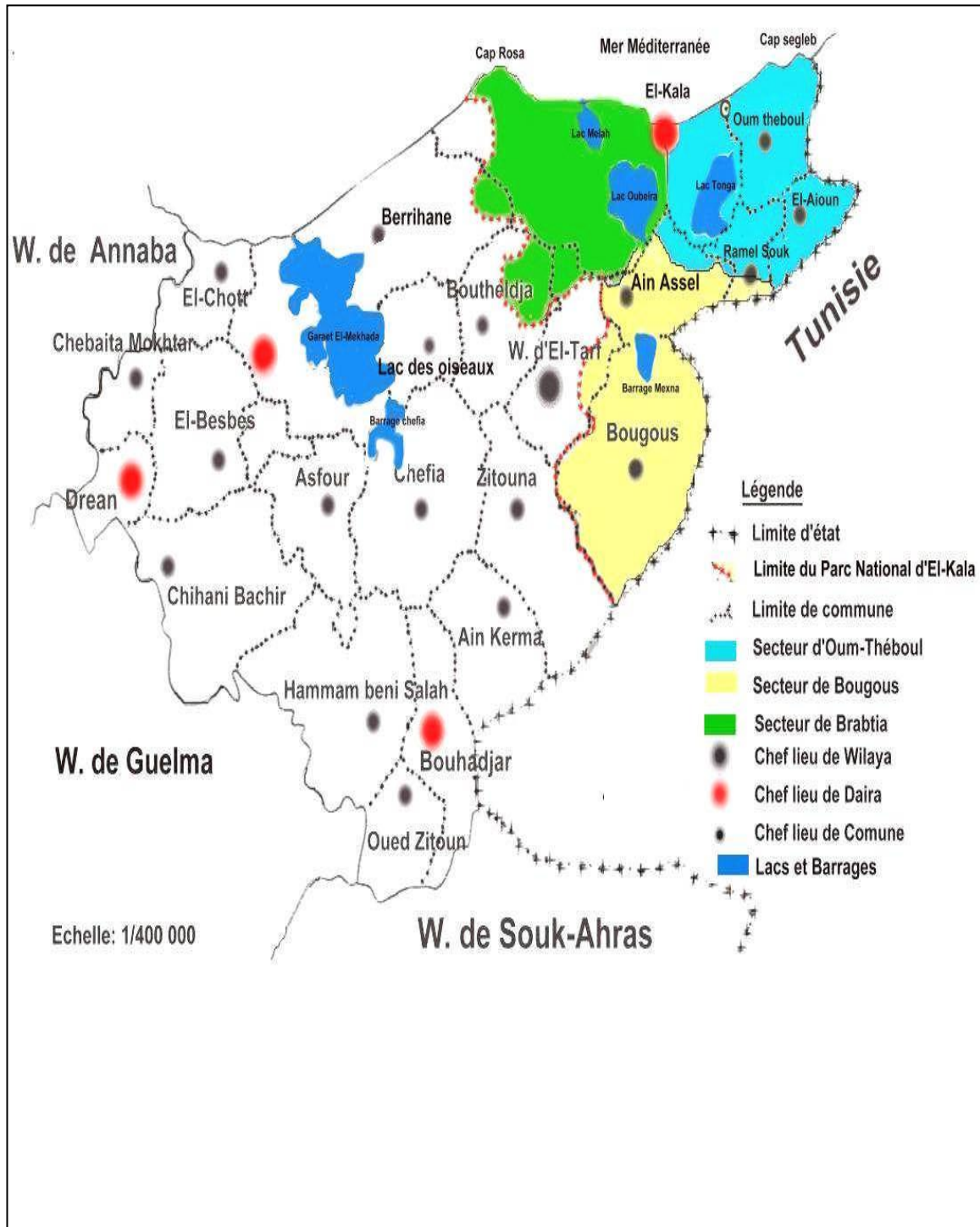


Figure 1. Localisation du Parc National d'El-Kala (P.N.E.K).

Tableau N°1. Principaux Lacs et zones marécageuses du Parc Nationale d’El-kala (P.N.E.K)

Lacs et Marécages	Superficie (Ha)	Pourcentage par rapport au P.N.E.K
Lac Tonga	2600	3,40
Lac Oubeïra	2200	2,87
Lac Mellah	860	1,12
Marécages de Bourdim	22	0,02
Lac Bleu	06	0,007

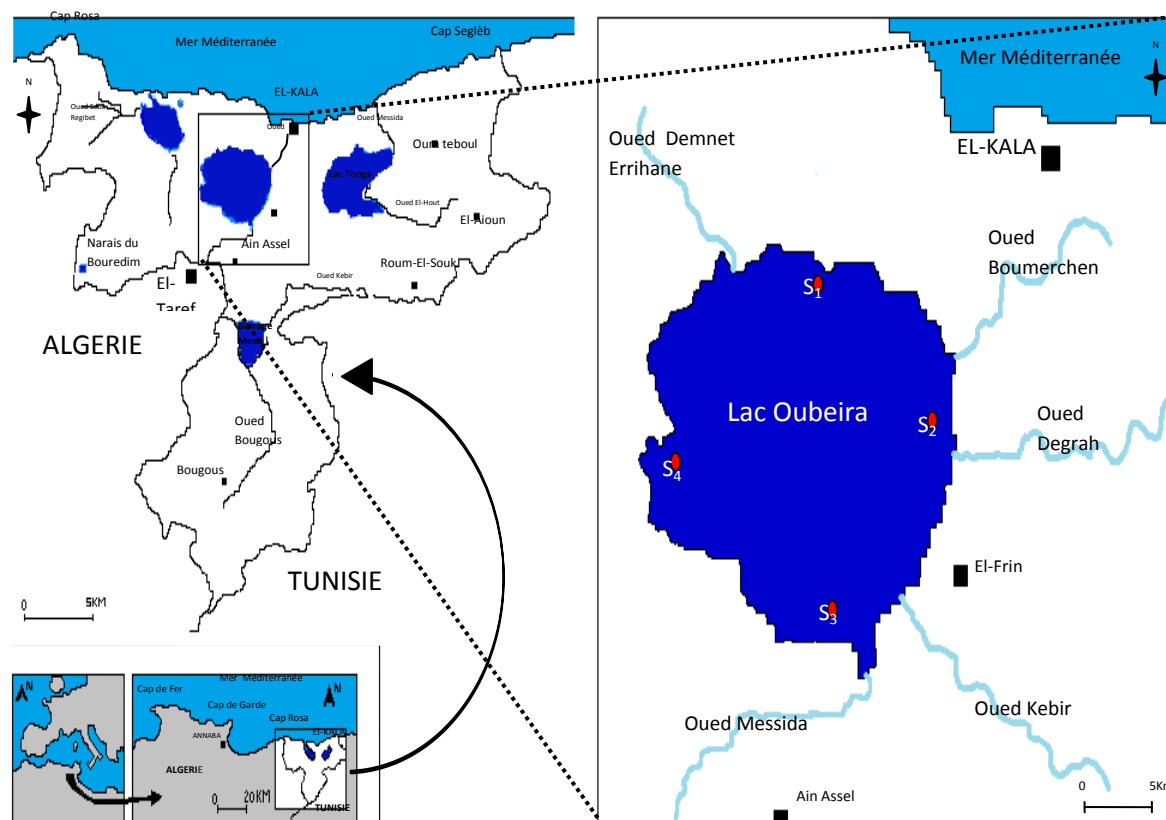


Figure 2. Localisation géographique du Lac Oubeïra d’El- Kala (Mohamed Sahli et al; 2015).

Il est en forme de cuvette à fond plus ou moins plat légèrement incliné vers le Nord, d'origine naturelle ayant une profondeur maximale de 4m. La profondeur moyenne est de 1,24 m. Il contient un volume de vase de 30.207.685,30 m³. Le volume d'eau varie selon les saisons. En période estivale, il est de 22.031.078,80 m³ avec une profondeur moyenne de 0,96 m et en période hivernale un volume d'eau de 32.535.096,80 m³ avec une profondeur moyenne de 1,24 m. Le substrat est entièrement composé d'argile de Numidie datant du Tertiaire, avec la présence tout autour de dépôts récents du Quaternaire. Les alluvions limoneux datant du Quaternaire, sont localisés au Sud-Est du lac. Le bassin versant occupe une superficie de 9919,35 ha. Le lac est alimenté par quatre oueds dont le plus important, l'oued Messida au Sud-Est, recueille les eaux de crues de l'oued El-Kebir au Nord d'El Tarf. En été le système hydrologique fonctionne dans le sens inverse donnant à cet Oued la particularité de couler dans les deux sens (affluent et émissaire). Les autres affluents du lac sont Oued Demnet-Errihane au Nord, Oued Boumerchène au Nord-Est, Oued Degrah à l'Est et de petits affluents des collines avoisinantes, qui forment des ripisylves. La température de l'eau varie de 8,8 à 15,2° au mois de janvier. L'évaporation moyenne est de 74,15 mm, avec un maximum de 152,08 mm et un minimum de 22,47 mm. Les eaux sont très turbides surtout en hiver avec un pH variant entre 8 et 10,65. Il abrite des populations d'espèces animales et végétales parmi lesquelles plusieurs sont rares. Une ceinture d'Hélophytes indispensable à la nidification des oiseaux d'eau. Parmi les espèces rares et très rares, il y a châtaigne d'eau *Trapa natans* (unique station en Algérie), le Nénuphar blanc *Nymphaea alba*, le Nénuphar jaune *Nuphar luteum* (Seule station Nord-africaine pour cette espèce qui auparavant existait aussi au niveau du Lac noir, situé au Nord-Ouest de l'Oubeïra), le Polygonome *Polygonum senegalense*, le Scirpe incliné *Scirpus inclinatus* et l'Utriculaire *Utricularia exoleta*. Globalement, deux formations d'hélophytes dominant à l'Oubeïra. Il s'agit de scirpaie, occupant la zone Sud -Ouest, protégée des vents dominants Nord-Ouest. Typhaie, occupant le Nord-Est et le Nord, zones plus exposées aux vents, montrant une structure assez fragmentée. Ces deux formations ne forment pas de peuplements purs mais *Scirpus inclinatus* (en mélange avec *Scirpus lacustris*) et

Typha angustifolia sont les espèces les plus abondantes. A plusieurs endroits, l'une colonise faiblement l'espace de l'autre. Cependant, à l'Ouest, ces deux espèces sont nettement en mélange. Dans d'autres zones, elles forment des taches pures. Le vrai roseau *Phragmites australis*, est peu présent dans le lac. Des sujets se trouvent en mélange avec les scirpes ou les massettes et représentent, de ce fait, un habitat de nidification très peu utilisable par les oiseaux. La zone limnétique est colonisée par un important herbier flottant d'hydrophytes composé essentiellement de Myriophylle *Myriophyllum spicatum*, de Ceratophylle *Ceratophyllum demersum* et de châtaigne d'eau *Trapa natans* L.

I.3. Présentation de la Châtaigne d'eau

La famille des Lythraceae se compose de 28 genres et 600 espèces. Les genres sont principalement dans les régions tropicales et subtropicales. Le genre *Lythrum* est diversifié en Amérique du Nord et en Eurasie. 19 genres sur 28 comprennent une ou deux espèces. La famille reconnaissant deux tribus très artificielles et quatre sous-tribus est largement réorganisée afin de refléter les relations révélées par les analyses phylogénétiques moléculaires et une meilleure connaissance morphologique et chromosomique des taxons. La mâcre nageante ou châtaigne d'eau appartient à la famille des *Trapaceae* ou des *Lythraceae*. Les tableaux № 2 et № 3 montrent successivement la classification botanique de *Trapa natans* L. et les groupes de *Trapa natans* L., *Trapa bicornis* et les autres taxons. Elle provient vraisemblablement des régions paléotropicales et chaudes de l'Eurasie. L'espèce fossile *Trapa macropoda* Miki est déterminée au Japon. La plante colonise les étangs, les mares et les canaux à eaux peu courantes eutrophes de pH 6,7 à 8,2. Elle s'enracine sur des fonds de 0,50 m à 2 m et sur des vases pouvant même s'assécher l'été. Il existe des formes terrestres de la plante. Ses racines sont longues et multiples. L'espèce se rencontre en Asie, en Europe méridionale et centrale, en Afrique du Nord, et en Afrique tropicale méridionale. C'est une plante envahissante qui peut priver les eaux de soleil et d'oxygène et donc de provoquer la mort des poissons. C'est une plante annuelle à rosettes de feuilles flottantes comme les nénuphars mais beaucoup plus petites. Ces feuilles supérieures de 3 ou 4 cm de longueur ont un limbe rhomboïdal fortement denté de part et d'autre de la pointe. Elles sont velues sur

Tableau N°2. Classification botanique de l'espèce *Trapa natans* L.

Règne	<i>Plantae</i>
Sous-règne	<i>Tracheobionta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous-classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Myrtales</i>
Famille	<i>Trapaceae</i>
Genre	<i>Trapa</i>
Espèce	<i>natans</i>

Tableau №3. Groupes de *Trapa natans* L., *Trapa bicornis* et les autres taxons (Couderc, 2010).

Groupe <i>Trapa natans</i> L.	<p><i>T. quadricornis</i> Stokes = <i>Trapa verbanensis</i> De Not. (Italie) = <i>T. natans</i> <i>T. quadrispinosa</i> Roxburgh (est de l'Inde : Assam). <i>T. natans</i> L. var. <i>natans</i> = <i>Trapa tuberculifera</i> V. N. Vassiliev (Sibérie orientale, Mandchourie) <i>T. muzzanensis</i> Flerow = <i>T. natans</i> L. var. <i>inermis</i> Mao <i>T. conocarpa</i> (F. Areschoug) Flerow = <i>T. uralensis</i> V. N. Vassiliev (Oural) <i>T. carinthiaca</i> (G. Beck) V. Vassiliev, <i>T. europaea</i> Flerow <i>T. brevicarpa</i> Jankovic (Yougoslavie), <i>T. hungarica</i> Opiz = <i>T. natans</i> <i>T. colchica</i> Albov (Russie centrale), <i>T. natans</i> var. <i>cruciata</i> Glück, <i>T. rossica</i> V. N. Vassil. (Russie occidentale) = <i>T. septentrionalis</i> V. N. Vassiliev (Russie et Serbie) = <i>T. spryginii</i> V. N. Vassil. = <i>T. natans</i> <i>T. maeotica</i> Woronov = <i>T. natans</i>, <i>T. longicarpa</i> Jankovic (Yougoslavie). <i>T. ucrainica</i> V. N. Vassiliev (Ukraine) <i>T. cruciata</i> (Glück) V. Vassiliev (Russie) = <i>T. metschorica</i> (Ukraine) <i>T. astrachiana</i> (Flerow) Winter = <i>Trapa caucasica</i> var. <i>astrachiana</i> Flerow = <i>T. Kasachstanica</i> V.N. Vassiliev (Asie centrale, Sibérie) <i>T. natans</i> L. var. <i>rubeola</i> Maxim., forma <i>viridis</i> Sugimoto = <i>T. kazakorum</i> Vasil'ev = <i>T. krauselii</i> Vasil'ev (Europe centrale et Pologne). <i>Trapa japonica</i> Flerow = <i>T. korshinskyi</i> V. N. Vassil. = <i>T. Litwinowii</i> V. N. Vassil. (Asie centrale, Sibérie) = <i>T. natans</i> var. <i>incisa</i> Makino = <i>T. incisa</i> var. <i>quadricaudata</i> Glück = <i>T. maximowiczii</i> Korsh. (Asie boréale) = <i>T. mammlifera</i> Miki = <i>Trapa incisa</i> Sieb. et Zucc. (Japon) = <i>Trapa manshurica</i> Flerow (Mandchourie, Sibérie) = <i>Trapa maximowiczii</i> Korsh var. <i>tonkinensis</i> Gagnep. (Chine, Corée, Japon, Laos, Vietnam, Asie russe) = <i>T. jeholensis</i> Nakai (Mandchourie, Japon).</p>
Groupe <i>Trapa bicornis</i> Osbeck	<p><i>T. bicornuta</i> L. <i>T. bicornis</i> Osbeck var. <i>bicornis</i> <i>Trapa bicornis</i> Osbeck var. <i>bispinosa</i> (Roxb.) Makino <i>Trapa bispinosa</i> Osbeck = <i>Trapa natans</i> var. <i>bispinosa</i> (Roxb.) Makino (Nord Cameroun et Afrique). <i>Trapa bicornis</i> Osbeck var. <i>cochinchinensis</i> (Lour.) Glück ex Steenis. <i>Trapa bispinosa</i> Roxburgh var. <i>culta</i> Hu <i>Trapa bispinosa</i> var. <i>incisa</i> Franch. et Sav. <i>Trapa taiwanensis</i> Nakai = <i>Trapa bicornis</i> var. <i>taiwanensis</i> (Nakai) Z. T. Xiong (Formose)</p>
Autres taxons	<p><i>Trapa pseudomasa</i> Nikai <i>T. castanea</i> Gilib. <i>T. laevis</i> Presl. Ex Nym. <i>T. wolgensis</i> Vasn'ev (Russie occidentale) <i>T. sibirica</i> Flerow (endémique en Sibérie) <i>T. tranzschelii</i> V. N. Vassal (Sibérie et Chine) <i>T. sinensis</i> Oliv. = <i>T. chinensis</i> Lour. <i>T. caspica</i> V. N. Vassiliev <i>T. alatyrica</i> Sprygin ex V.N. Vassil. = <i>T. okensis</i> Vasil'ev (Russie occidentale) <i>Trapa congolensis</i> V.N. Vassiliev <i>Trapa austroafricana</i> Vassiliev (Afrique) <i>T. algeriensis</i> V. N. Vassiliev = <i>T. araborum</i> V. N. Vassiliev (Algérie) = <i>numidica</i> N. V. Vassiliev <i>T. kashmirensis</i> Wójcicki (Cachemire).</p>

la partie inférieure, du moins sur les nervures, et glabres sur la partie supérieure. Elles possèdent des pétioles pouvant mesurer jusqu'à 15 cm de longueur, renflés en vessies après la floraison pour servir de flotteur au fruit relativement lourd à maturité. Sa tige dressée de 10 cm à 2 m. est pubescente en haut. La figure N° 3 montre les feuilles sous forme de rosette de la plante. En juillet- août, cette espèce végétale possède des fleurs blanches solitaires de 8 à 10 mm de diamètre à l'aisselle des feuilles, brièvement pédonculées, avec un calice à segments triangulaires, quatre pétales entiers, quatre étamines et quatre sépales triangulaires. La fleur blanchâtre est montrée dans la figure N° 4. Le fruit est volumineux comme une noix tétraédrique muni en général de quatre pointes solides piquantes et barbelé d'aspérités vers la limite de la partie adhérente au calice. Il est d'abord de couleur verdâtre à brun clair comme présenté dans la figure N° 5. Il devient ensuite brun foncé puis finit par tomber au fond de l'eau en octobre. Ces quatre pointes de 5 à 10 mm chacune correspondant à une évolution des dents du calice, donnent au fruit une forme de chaussetrappe. Il ne s'ouvre jamais par dessiccation. Cette dureté n'empêche pas sa germination au fond de l'eau. La plante se reproduit aussi par voie végétative. Le fruit sec est montré dans la figure N° 6.

I.4 Effets de la propagation de la châtaigne d'eau

Dans les zones humides d'eau douce eutrophe, les communautés mono spécifiques de macrophytes à feuilles flottantes comme *Trapa natans* L., sont très courantes et forment des prairies denses (**Sculthorpe, 1967; Scheffer et al., 2003**). Les pics de la biomasse jusqu'à 10 kg / m² par rapport à la masse humide sont généralement atteints en été, lorsque le couvert de macrophytes peut couvrir entièrement la surface de l'eau. En conséquence, la couverture végétale a un impact fort sur l'eau et la chimie des sédiments, ainsi que sur l'élément biotique des écosystèmes aquatiques (**Caraco et Cole, 2002**). Les peuplements denses de macrophytes limitent la pénétration de la lumière dans l'eau et libèrent de l'oxygène directement dans l'atmosphère, provoquant l'appauvrissement en oxygène (**Frodge et al., 1990; Cattaneo et al., 1998**). Des études montrent que l'hypoxie est plus

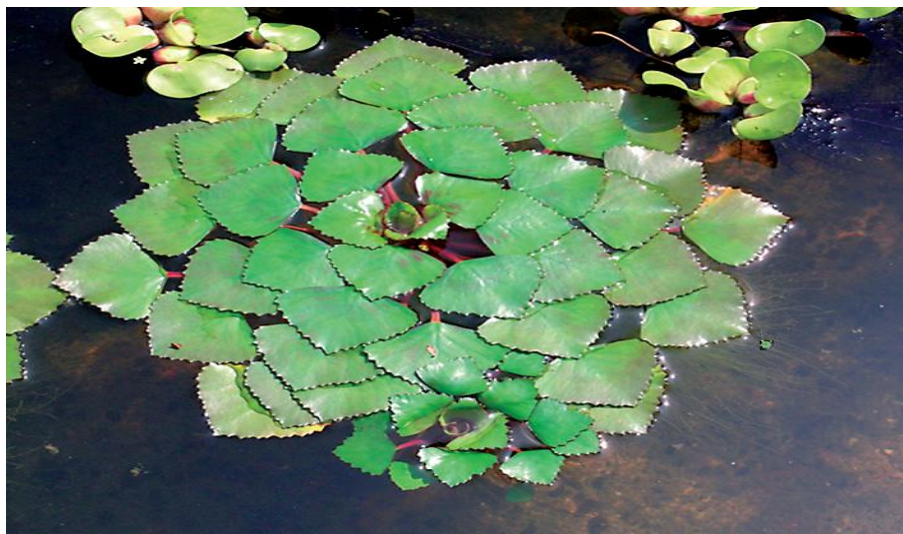


Figure №3. Feuilles sous forme d'une rosette de la châtaigne d'eau
(Couderc, 2010).



Figure№4. Fleur blanchâtre de la châtaigne d'eau (Couderc, 2010).



Figure N°5. Fruit verdâtre à brun claire de la châtaigne d'eau (Couderc, 2010).



Figure N°6. Fruits secs avec les épines de la châtaigne d'eau.

fréquente dans les lits flottants de *Trapa natans*, plutôt que dans les prairies submergées de *Vallisneria americana* Michx. (Caraco et Cole, 2002). Pour les macrophytes des zones humides il est développé un certain nombre de stratégies d'adaptation pour permettre la réduction de la colonisation des environnements (Crawford, 1992; Armstrong et al., 1994). Les aérénchymes est un exemple de tissu lacunaire qui permet le transport de gaz (Armstrong, 1978; Dacey, 1980; Visser et al., 1997). Parallèlement, le transport des produits finis gazeux de la respiration et des procédés de fermentation vers le haut par les lacunes du tissus de pores des eaux dans l'atmosphère est beaucoup plus rapide que celui par simple diffusion moléculaire à travers la colonne d'eau (Whiting et Chanton, 1996). Les zones humides d'eau douce contenant des macrophytes émergents sont également reconnues comme des sources potentielles de CH₄ dégagé dans l'atmosphère. Les plantes aquatiques entraînent une diminution des éléments nutritifs dans les écosystèmes aquatiques en raison de l'absorption d'azote et de phosphore nécessaires à la croissance. Ainsi, les macrophytes ont un effet bénéfique sur l'amélioration de la qualité de l'eau, et sur la dynamique des nutriments surtout en été dans les lacs eutrophes (Scheffer, 1998; Van Donk et Van de Bund, 2002; Takamura et al., 2003; Gross et al., 2007). L'état de l'eau claire dans les lacs peu profonds est maintenue grâce à une végétation abondante (Scheffer et al., 1993; Scheffer et Van Nes, 2007). Les phénomènes ci-dessus suggèrent l'existence dans de nombreux lacs d'une relation antagoniste entre la quantité de phytoplancton, et les récoltes de macrophytes (Van Donk et Van de Bund, 2002; Ruggiero et al., 2003; Hilt et Gross, 2008). Les macrophytes et le phytoplancton sont généralement en concurrence pour l'absorption des nutriments et la disponibilité de la lumière. Il est indiqué que, en plus de la concurrence pour les éléments nutritifs, une substance extraite de macrophytes inhibe la croissance du phytoplancton (Hogetsu et al., 1960). Il est montré l'importance des effets allélopathiques sur la croissance du phytoplancton (Gopal et Goel, 1993; Gross, 2003; Gross et al., 2007). Fukushima et al., 2000 suggèrent que la couverture de plantes à feuilles flottantes (*Trapa sp.*, *Brasenia schvebri* et *Fryeri potamogeton*) dans un petit étang d'irrigation tend à réduire la concentration de chlorophylle a. *Trapa* et *Nelumbo* qui appartiennent aux groupes

de plantes à feuilles flottantes et émergentes sont souvent dominants dans les lacs peu profonds eutrophisés naturels et artificiels localisés aux régions tempérées et tropiques (Cook, 1990). Les plantes du genre *Trapa L.* comme *Trapa natans L.* sont des espèces envahissantes notables (Hummel et Kiviat, 2004). Dans la partie inférieure du fleuve Hudson (New York, États-Unis), les lits mono-spécifiques denses de *Trapa natans L.* occupant plus de 30% de la zone peu profonde végétalisée provoque une hypoxie sévère au cours de la période de croissance (Nieder et al., 2004; Caraco et Cole, 2002; Goodwin et al., 2008). Dans cette rivière, des changements drastiques dans la structure de la communauté biologique et dans les processus de l'écosystème sont attribués à l'invasion par *Trapa natans L.* (Feldman, 2001; Kornijo'w et al., 2010; Tall et al., 2011).

I.5. Composition chimique et biochimique de la graine de la châtaigne d'eau

Des résultats concernant la composition chimique et biochimique de la châtaigne d'eau *Trapa natans L.* sont indiqués dans le tableau № 4. Ils diffèrent d'un auteur à l'autre. Ils sont fonction des conditions environnementales. D'après Rao et al., 2011, l'étude phytochimique de *Trapa natans L.* a montré la présence d'un polysaccharide non réducteur, de calcium, des chlorures, des bromures, de la vitamine K et de la pyridoxine. Les glycosides, les alcaloïdes, les stéroïdes, les protéines et les tanins ne sont pas trouvés. Le fruit est riche en amidon et en manganèse et contient plus de calcium, de fer et de phosphore que le riz. La châtaigne d'eau a une teneur en amidon par rapport à la matière sèche relativement élevée de 65-80% (Yang et al., 1978). L'amylographe Brabender d'amidon a montré que la température de collage de l'amidon est de 71° C et que sa viscosité est faible. Cette dernière reste constante pendant le chauffage et augmente légèrement après refroidissement (Hizukuri et al., 1988). L'amylose est composée de trois composants différents par la taille moléculaire et le nombre de chaînes. Il est signalé la chaleur

Recherche Bibliographique

Tableau №4. Compositions chimiques et biochimiques de la châtaigne d'eau *Trapa natans L.* selon différents auteurs.

Auteurs	Leung et al; 1972		P. Kalita et al; 2007		Singh et al; 2010		Babu et al; 2011	
	Eléments	Quantités /100g	Eléments	Quantités /100g	Eléments	Quantités (%)	Eléments	Quantités /100g
Compositions chimiques et biochimiques	énergie	117 kcal	énergie	347 kcal	humidité	81,12%	Fer	11,76 - 16,10 mg
	humidité	66,4 g	humidité	7,6 g	protéines	1,87%	Zinc	3.86 - 8.22mg
	protéines	4,1 g	protéines	11,4 g	lipides	0,36%	Manganèse	0.66 - 1,80mg
	Lipides	0,4 g	lipides	8,0 g	sucres totaux	5,635%	Cuivre	0,68 - 1,24mg
	Glucides totaux	27,8 g	glucides totaux	67,3 g	fibre	0,72%		
	fibres	0,8 g	fibres	4,2 g	cendres	1,33%,		
	cendres	1,3 g	cendres	13,3 g	sucres réducteurs	1,27%		
	Calcium	54 mg	Calcium	2ppm	sucres non réducteurs	4,36%		
	Phosphore	114 mg	Phosphore	0,9 g / kg				
	Fer	1,2 mg	Zinc	1,4 mg				
	Sodium	21 mg,	Sodium	5 mg				
	Potassium	452 mg	Potassium	27,7 mg				
	β-carotène	traces	caroténoïde	0,2 mg				
	thiamine	0.13 mg	matière organique	87 g				
	riboflavine	0.06 mg	Magnésium	25,1 mg				
	niacine	2.0 mg	Cuivre	0,1 mg				
	Vit C	7 mg	Vit E	61,3 mg				
			Vit C	3 mg				

élevée et la stabilité au cisaillement de la suspension d'amidon. Les motifs de diffraction aux rayons X de l'amidon révèlent une cristallinité de type C. Les granules d'amidon sont plus résistants à l'hydrolyse acide (HCl 2,2 N) à température ambiante. Les anti-nutriments trouvés dans les noyaux de fruits sont : L'inhibiteur de trypsine 1,53 g %, l'oxalate de calcium 0,9 g %, les tannins 0,5 g % et le phytate 0,004 g % (**Kalita et al., 2007**). La châtaigne d'eau *Trapa natans L.* se développant dans l'eau contaminée par des métaux comme le Chrome, le Plomb et le Fer les quantités de métaux lourds peuvent être supérieures aux limites admissibles recommandées de l'OMS (**Rai et Sinha, 2001**). La teneur en métaux diminue de manière significative après traitement du fruit dans l'eau bouillie.

I.6. Valorisation de la châtaigne d'eau

I.6.1. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine Médicale

Traditionnellement, la plante a été exploitée en Inde à des fins médicales. Elle a été utilisée comme astringent, diurétique, aphrodisiaque et tonique. Elle est également utile pour le lumbago, les maux de gorge, les affections bilieuses, la bronchite, la fatigue et l'inflammation. Ses fruits sont employés dans la fabrication des liniments pour guérir les rhumatismes, les plaies et les coups de soleil. Sa tige peut servir sous forme de jus dans les troubles oculaires (**Anjaria et Dwivedi, 2002**). Les grains secs des fruits sont recommandés contre la menace d'avortement, la dysurie, la polyurie et de l'œdème (**Khare, 2007**). Les racines ont des activités analgésiques et psycho-pharmaceutique. La peau du fruit présente des activités antibactériennes et antifongiques. Malgré son utilisation en médecine traditionnelle, les études pharmacologiques expérimentales sur cette plante sont relativement rares (**Agrahari et al., 2010; Panda et al., 2010; Parekh et Chanda, 2007; Parekh et Chanda, 2008**). Les composés 3-hydroxy-6H-dibenzo [b,d] pyran-6-one, 3,8-dihydroxy-6 H-dibenzo[b,d]pyran-6-one et 3,9-dihydroxy-6 H-dibenzo[b,d]-pyran-6-one sont isolés à partir des fruits de *Trapa*. Ils inhibent la peroxydation lipidique induite par l'interaction de l'hémoglobine et du peroxyde d'hydrogène in vitro (**Shirataki et Toda, 2001**). Il est montré que l'extrait aqueux du fruit de la croûte

de *Trapa* a une activité antioxydante contre les radicaux libres (Malviya et al., 2010). Il est trouvé que l'extrait contient une grande quantité de polyphénols et présente une immense capacité réductrice. La teneur phénolique totale, les flavonoïdes et les tanins sont estimés à 63,81 mg équivalent d'acide gallique / g de matière sèche, 21,34 mg équivalent de rutine / g de matière sèche et 17,11 mg du tanin total équivalent / g de matière sèche respectivement. Des valeurs de CI_{50} de modèles antioxydants sont 128,86 μ g / ml pour les radicaux DPPH, 97,65 μ g / ml, 148,32 μ g / ml H_2O_2 et 123,01 μ g / ml pour le NO respectivement. L'écorce a une activité antimicrobienne (Parekh et Chanda, 2007). L'activité maximale est observée contre les bactéries Gram - . *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus vulgaris* et *Pseudomonas Pseudomonas* sont résistantes. La meilleure activité antibactérienne est montrée pour *Pseudomonas putida* suivie par *Pseudomonas testosteroni* et *Proteus morgani*. *Proteus mirabilis* est inhibé. *Klebsiella pneumoniae* a une sensibilité élevée. Les souches résistantes sont *Citrobacter freundii*, *Enterobacter aerogenes*, *Escherichia coli*, *Proteus vulgaris*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Salmonella typhimurium*. Parmi les bactéries Gram +, *Micrococcus flavus* est sensible tandis que *Bacillus subtilis* est le plus résistant. L'activité antifongique est plus importante contre les moisissures par rapport aux levures. L'activité maximale est obtenue pour *Aspergillus candidus* suivie de *Mucor hiemalis*. Il est trouvé que *Aspergillus Niger* est la souche fongique la plus résistante. Un nouveau peptide antifongique de plante appelé Tn-AFP1, d'une masse moléculaire relative de 1230 Da est purifié à partir de fruits de *Trapa natans* (Mandal et al., 2011). Il contient 11 résidus d'acides aminés : LMCTHPLDCSN (Tn-AFP1). Il inhibe la croissance de *Candida tropicalis* in vitro et perturbe la bio formation de film d'une manière dépendante de la concentration. La Caractérisation de Tn-AFP1 peut contribuer à la conception de nouveaux dérivés de ce peptide pour le développement de composés antimycotiques plus efficaces. Les extraits aqueux du péricarpe du fruit et des graines ont des activités anti-inflammatoires. Le péricarpe a une activité plus puissante que celle de la graine (Patel et al., 2011). Des études ont montré que

l'amidon du genre *Trapa* peut être utilisé comme excipient dans diverses formulations galéniques. (Rao et al., 2011). L'amidon de la châtaigne d'eau peut être utile comme liant potentiel dans l'industrie pharmaceutique (Singh et al., 2011a; Singh et al., 2011b).

I.6.2. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine de l'agro-alimentaire

Les mauvaises herbes aquatiques causent des problèmes alarmants dans de nombreuses régions du monde. Elles envahissent les masses d'eau, réduisant ainsi leurs exploitations en aquaculture. Il y a un épuisement de l'oxygène dissous. Quelques-unes sont très nutritives. Elles peuvent être incorporées en tant que composants de produits alimentaires pour les poissons en particulier. Des efforts importants sont dirigés vers l'évaluation de la valeur nutritive des différentes ressources alimentaires non conventionnelles pour formuler des régimes alimentaires équilibrés et rentables pour les poissons et la volaille (Edwards et al., 1985; Patra et Ray, 1988; Ray et Das, 1995; Wee et Wang, 1987). La farine de la châtaigne d'eau peut remplacer la farine de blé pour la préparation de produits alimentaires destinés aux personnes atteintes de la maladie cœliaque causée par le gluten. En Inde, le séchage de la châtaigne d'eau est fait au soleil. Le grillage est réalisé dans le sable dans de grandes casseroles en fer. Les cookies préparées sont largement acceptés et consommées dans les pays en développement. Les biscuits préparés à partir de la farine de la châtaigne d'eau peuvent être présentés comme produits spécialisés (Singh et al., 2011).

I.6.3. Valorisation de la châtaigne d'eau dans le domaine de l'environnement

La productivité élevée de macrophytes contribue à des taux élevés de nutriments principalement dans les sédiments (Smart, 1980; Twilley et al., 1985;

Kunii et Aramaki, 1992; Best et Mantai, 1978; Howard et Allanson, 1981; Barko et James, 1997). Dans le cadre des mesures de gestion pour améliorer la qualité des écosystèmes aquatiques, les macrophytes sont souvent pris en considération. Certains programmes de restauration se concentrent non seulement sur une réduction des charges d'éléments nutritifs externes, mais des mesures supplémentaires concernant les macrophytes. De nombreux métaux lourds sont des micronutriments essentiels pour les plantes tel que Co, Cu, Fe, Mn, Mo, Ni et Zn. Ces derniers sont impliqués dans de nombreux processus métaboliques comme constituants d'enzymes et d'autres types de protéines. Cependant, ils peuvent devenir toxiques si les concentrations sont supérieures à un point critique spécifique, car ils peuvent conduire à une gamme d'interactions au niveau cellulaire et moléculaire (**Walworth et Sumner, 1988; Hall, 2002**). Le métal lourd est un micronutriment essentiel pour les plantes impliqué dans de nombreuses réactions redox comme cofacteur de nombreuses enzymes et dans la protection contre le stress oxydatif (**Wilkinson et Ohki, 1988; Santandrea et al., 2000; Bowler et al., 1994; Büchel et al., 1999**). Le manganèse joue un rôle essentiel dans le métabolisme des isoprénoïdes, des chlorophylles, des caroténoïdes et des composés phénoliques (**Wilkinson et Ohki, 1988; Lidon Henriques, 1992; Macfie et Taylor, 1992**). La Toxicité du Mn est associée à des taches brunes sur les feuilles matures, la chlorose, la nécrose, la déformation des jeunes feuilles et un retard de croissance (**Foy et al., 1978; Foy, 1988; Wissemeier et Horst, 1992**). Toutefois, en fonction de l'espèce végétale, l'excès de Mn peut être stocké dans les vacuoles des parois cellulaires, les vésicules de Golgi et éventuellement, dans les chloroplastes (**Foy et al., 1978; Foy, 1988; Baldisserotto et al., 2004; Pittman, 2005; Menon et Yatazawa, 1984; Hughes et Williams, 1988; Lidon et Teixeira, 2000a, b; Ferroni et al., 2004**). Les plantes capables de se développer dans des milieux enrichis en métaux sont considérés comme tolérantes. Jusqu'à présent, relativement peu de travaux sont réalisés sur les plantes aquatiques Mn- hyper accumulatrices (**Baldisserotto et al., 2004**). Les réponses de plantes aquatiques à des métaux lourds peuvent être très inhabituelles par rapport aux typologies acclimatatives morpho-physiologiques et à la distribution possible dans les tissus végétaux

(Lucassen et al., 2000; Lavid et al., 2001a-c; Baldisserotto et al., 2004; Lidon et al., 2004). Des résultats ont montré que *Trapa natans L.* est résistante au Mn. Elle peut accumuler ce métal à l'intérieur de différents organes (Maljuga, 1947; Rai et Sinha, 2001; Baldisserotto et al., 2004). En plus sa capacité de bio-accumulatrice de Mn à l'intérieur du fruit est connue (Maljuga, 1947; Rai et Sinha, 2001),

Chapitre II :
Matériel et Méthodes
D'analyses

II. MATERIEL ET METHODES D'ANALYSES

II.1. Matériel biologique :

Après récolte des graines de la châtaigne d'eau sur les rives du lac et lavage à l'eau, séchage à température ambiante et écorçage, elles sont moulues finement. La farine obtenue est conservée à 4°C.

II.2. Méthodes d'Analyses

II.2.1. Méthodes d'Analyses biochimiques et chimiques

II.2.1.1. Préparation de l'infusé et screening chimique

Le screening chimique a pour but la mise en évidence des saponines, des tanins, des anthocyanes, des leuco-anthocyanes, des flavonoïdes, des alcaloïdes, des cardinolides et des terpènes / stérols. Il est réalisé selon les méthodes standardisées de **Bouquet, 1972** et **Solfo, 1973**. Pour la préparation de l'infusé 10%, après solubilisation de 10g de drogue en petits fragments dans 100 ml d'eau distillée bouillante, la solution est laissée 15 min puis filtrée.

II.2.1.2. Détermination du taux de protéines totales.

La teneur en protéines totales est établie par la méthode Kjeldahl (%N \times 6,25). 01g de farine de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. est introduit dans le ballon de l'appareil pour la minéralisation. Il est ajouté 10 g de sulfate de potassium, une quantité appropriée du catalyseur composé de 0,9 g de sulfate cuivre, 25 ml d'acide sulfurique concentré et quelques granules de pierre ponce. L'ensemble est Homogénéisé et chauffé jusqu'à ébullition. L'opération est arrêtée une heure après l'apparition de la solution limpide. Après refroidissement, 250 ml d'eau sont ajoutés avec précaution en agitant pour dissoudre complètement les sulfates. Il est ensuite placé 25 ml d'acide sulfurique 0,1N et quelques gouttes de rouge de méthyle dans le flacon collecteur. Ce dernier est lié au réfrigérant du distillateur. Il est versé lentement 100 ml d'hydroxyde de sodium 40% et 25 ml de la solution de thiosulfate de sodium dans le ballon. Il est récupéré

150 ml de liquide après 30 min de distillation. L'excès d'acide sulfurique est titré par l'hydroxyde de sodium 0,1N jusqu'à virage de la couleur au jaune clair (A.O.A.C., 1984). Le taux de protéines totales est exprimé par la relation suivante :

$$\text{Teneur en protéines (\%)} = \frac{A \times B \times M_N \times 100 \times f}{m}$$

Où :

A = Volume d' H₂SO₄ 0,1N en ml, nécessaire à la titration de NaOH

B = Normalité de NaOH 0,1N.

m = Masse de l'échantillon minéralisé (g).

M_N = Masse molaire de l'azote 14 g. mol⁻¹.

f = facteur de conversion (f=6,25).

II.2.1.3. Fractionnement des protéines de la châtaigne d'eau

50 g de farine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. sont dispersés dans 500 ml de NaCl 0,5M pH = 6. Le mélange est agité à vitesse constante de 300 tours/min pendant deux heures. La centrifugation à 3000 tours/min dure 30 min. Le surnageant est séparé dans un ballon jaugé de 1000 ml. Le culot est mis avec 250 ml de NaCl 0,5M. Le tout est agité pendant 1 h et centrifugé dans les mêmes conditions que précédemment. La phase liquide obtenue est ajoutée à la première. La partie restante est traitée avec la méthode qui se trouve décrite précédemment. Les solutions protéiques sont rassemblées pour le dosage du taux des albumines et globulines. Le résidu est dispersé dans 150 ml d'éthanol 70% et soumis à une agitation à 300 tours/min durant 2 h et centrifugation à 3000 tours/min pendant 30 min. Le surnageant est recueilli dans un ballon jaugé de 500 ml. Il est réalisé une deuxième extraction avec l'éthanol 70% pendant une heure.

Les surnageants sont mis ensemble pour servir à la détermination de la quantité de prolamine. Ensuite, le résidu est divisé en deux parties égales. Pour la première partie, un échantillon est séché à 80 ° C pendant 3 heures et sa teneur en eau déterminée par différence de pesée. Deux prises d'essais de 2 g chacune sont employées pour la mise en évidence des glutélines totales. De la deuxième partie,

une quantité d'échantillon est traitée avec deux volumes d'acide acétique 0,05M. A la suite de l'agitation du mélange à 300 tours/min sur un agitateur magnétique durant 2 h et centrifugation à 3000 tours/min durant 30 min, le surnageant est séparé et mis dans un ballon jaugé de 250 ml. L'opération est refaite de la même manière mais l'agitation du mélange dure 1h. Les surnageants sont placés ensemble pour être utilisés pour la détermination des protéines solubles dans l'acide acétique 0,05M. La fraction restante est séchée puis employée pour le calcul de la teneur en eau par différence de pesée. Deux prises d'essais de 2 g chacune sont utilisés pour la détermination du taux des protéines insolubles dans NaCl 0,5M, C₂H₅OH 70% et CH₃COOH 0,05M. Les taux des différents groupes protéiques sont déterminés par la méthode Kjeldahl (% N_x6,25).

II.2.1.4. Détermination des taux d'amidon, d'amylose et d'amylopectine

L'amidon est une macromolécule constituée de deux polymères de D-glucose : Amylose et amylopectine. L'amylose est constitué essentiellement d'unités de D-glucoses unies entre elles par des liaisons de type α (1→4). L'amylopectine est constituée essentiellement en unités α (1→4)-D-glucosidiques linéaires mais branchée par des liaisons de type α (1→6)-D-glucosidiques tous les 24-30 unités de glucose. L'amylopectine contient plus de 10⁶ résidus de D-glucose. La réaction de l'iode (I₂) avec l'amylose et l'amylopectine donne successivement des colorations bleue et brune. Les spectres des complexes I₂-amylose et I₂-amylopectine sont différents. Les longueurs d'ondes sont ($\lambda_{\max} = 630$ nm pour l'amylose) et ($\lambda_{\max} = 548$ nm pour l'amylopectine). En plus l'amylose absorbe dans le visible proche alors que l'amylopectine n'y absorbe pas. Cette différence spectrale peut être utilisée pour doser simultanément l'amidon total, l'amylose et l'amylopectine dans un matériel biologique. Dans cette manipulation, il est considéré que $\lambda = 580$ nm est liée à la fois à l'amylose et à l'amylopectine. $\lambda=720$ nm est appliquée essentiellement à l'amylose.

Matériel et Méthodes D'analyses

Pour l'établissement de la Courbe d'étalonnage, 0.5 g d'amidon sont dispersés dans 20 ml d'eau distillée. Il y est ajouté 80 ml d'eau distillée bouillante. Après une légère agitation du mélange et ébullition pendant 5 min sur une plaque chauffante, il est obtenu la solution d'amidon. Après refroidissement et ajustement du volume à 100 ml avec l'eau distillée, la solution stocke d'amidon 5 mg/ml est obtenue. Le tableau № 5 donne les éléments pour l'établissement de la courbe d'étalonnage. Trois mesures sont effectuées. Il est tracé les courbes $f([\text{amidon}]) = D.O_1$, amidon total et Courbe $f([\text{amidon}]) = D.O_2$, amylose.

A 0.1 g de farine ($\phi = 0.5$ mm) est additionné 5 ml de KOH 1N. Après homogénéisation à température ambiante, neutralisation avec 5 ml de HCl 1N, ébullition au bain-marie pendant 15 min et réajustement du volume à 10 ml, le mélange est centrifugé et le surnageant récupéré. Le filtrat est utilisé pour le dosage de l'amidon. Trois mesures sont effectuées. Dans le tableau № 6 sont indiqués les éléments pour le dosage des taux de l'amidon, de l'amylose et de l'amylopectine (Jarvis et Walker, 1993; Fox et Robyt, 1991).

Tableau № 5. Eléments pour l'établissement de la courbe d'étalonnage pour la détermination de l'amylose + amylopectine et l'amylose.

Tubes Réactifs D.I et D.O	T=0 (Blan)	T=1	T=2	T=3	T=4	T=5	T=6	T=7	T=8	T=9	T=10
Amidon (5 mg/ml) en ml	0	0.01	0.02	0.03	0.04	0.05	0.06	0.07	0.08	0.09	0.10
H ₂ O (ml)	4.9	4.89	4.88	4.87	4.86	4.85	4.84	4.83	4.82	4.81	4.8
Réactif I ₂ /KI (ml)	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1	0.1
Durée d'incubation	10 min avant les lectures des D.O										
D.O ₁ (580nm)											
D.O ₂ (720nm)											
Moy D.O1											
Moy D.O2											

- D.I = Durée Incubation.

- Moy D.O = Moyenne des Densités Optiques.

Tableau N° 6. Eléments nécessaires pour le dosage des taux de l'amidon total, de l'amylose et de l'amylopectine.

Echantillons Réactifs D.I et D.O	Blanc	Echantillon 1	Echantillon 2
Echantillon	0	0.05 ml	0.05 ml
H₂O	4.90 ml	4.85 ml	4.85 ml
Réactif I₂/KI	0.1 ml	0.1 ml	0.1 ml
Durée d'incubation	10 min avant les lectures des D.O		
Moy D.O (580 nm)			
Moy D.O (720 nm)			

- D.I = Durée Incubation.

- Moy D.O = Moyenne des Densités Optiques.

Les teneurs en amylose + amylopectine et en amylose sont calculées grâce à la relation :

$$x = D.O - b/a$$

Où:

- D.O = Densité optique à $\lambda = 580$ nm pour l'amylose + l'amylopectine.

- D.O = Densité optique à $\lambda = 720$ nm pour l'amylose.

- Les valeurs de **a** et **b** sont données par les relations des courbes d'étalonnages utilisées pour la détermination des taux d'amylose + amylopectine et amylose indiquées dans les figures N° 7 et N° 8.

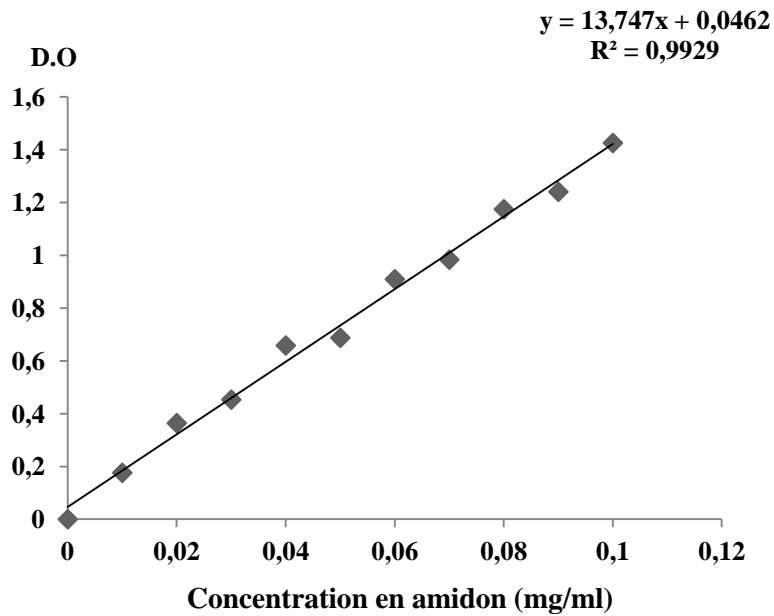


Figure N°7. Courbe d'étalonnage pour la détermination de l'amylose + amylopectine.

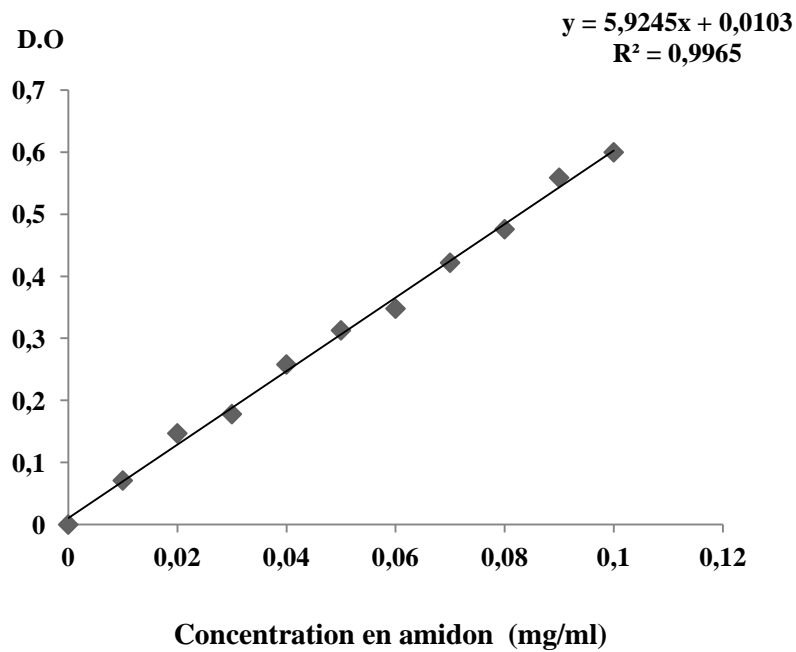


Figure N°8. Courbe d'étalonnage pour la détermination de l'amylose.

II.2.1.5. Détermination des taux des sucres totaux et réducteurs

En milieu acide et à chaud, les liaisons glucosidiques des carbohydrates sont hydrolysées. Les oses simples ainsi libérés subissent une déshydratation intramoléculaire. La fonction aldéhyde des furfuraux se condense en milieu acide avec l'hydroxyle d'un composé phénolique pour donner des acétals ou des hémiacétals de couleur rougeâtre qui absorbent à $\lambda = 450-500$ nm. Cette méthode permet le dosage des glucides totaux d'un matériel biologique. Les sucres réducteurs sont dosés par méthode colorimétrique par l'acide 3,5-Dinitrosalicylique (DNS). C'est une réaction d'oxydoréduction non stœchiométrique. La fonction aldéhyde du sucre réducteur libre est transformée en fonction carboxylique par l'acide 3,5-Dinitrosalicylique. L'absorbance est lue à $\lambda = 492$ nm. Deux solutions composées successivement de 2 g de DNS dispersés dans 40 ml d'eau distillée et 3,2 g de NaOH dissous dans 30 ml d'eau distillé sont mélangées. Il est additionné 60 g de tartrate double sodium potassium.

Après solubilisation sous l'effet d'un léger chauffage sur une plaque chauffante, le volume est ajusté à 100 ml avec de l'eau distillée. Pour les sucres totaux et réducteurs, les solutions standards de maltose sont successivement à 0,05 mg/ml et 0,5 mg/ml. Les éléments utilisés pour l'établissement des courbes d'étalonnages afin de calculer les taux de sucres totaux et réducteurs sont successivement donnés dans les tableaux N° 7 et N° 8. Il est tracé les courbes $D.O = f([maltose])$ à $\lambda = 492$ nm et $D.O = f([maltose])$ à $\lambda = 546$ nm.

01 g de farine est dispersé dans 10 ml de DMSO 25%. Le mélange est placé au bain marie bouillant pendant 15 min. 0.1 ml de ce mélange sont ajoutés à 9.9 ml d'eau distillée. Pour le dosage des sucres totaux, à 0,5 ml de cette dernière solution, il est ajouté 0,5 ml de phénol 5%. Après homogénéisation et ajout de 2 ml de H₂SO₄ 75%, la préparation est traitée par la méthode qui se trouve décrite pour le témoin. Concernant les sucres réducteurs, 0,1 ml sont préalablement solubilisé dans le DMSO puis mélangé avec 0.4 ml d'eau distillée. A la suite de l'addition de 1 ml de d'acide 3,5 dinitrosalicylique, le tout est placé au bain marie bouillant durant 15 min. Le mélange est traité de la même façon que le témoin (Fox et Robyt, 1991; Miller, 1958). Il est fait 3 mesures.

Matériel et Méthodes D'analyses

Tableau N° 7. Eléments pour l'établissement de la Courbe d'étalonnage pour la détermination du taux des sucres totaux.

Tubes Réactifs Incubation c.m Moy A ₅₄₆	T=0(Blanc)	T=1	T=2	T=3	T=4	T=5
Maltose (0.05mg/ml)	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
H ₂ O (ml)	0.5	0.4	0.3	0.2	0.1	0
Phénol (5%) (ml)	0.5	0.50	0.5	0.5	0.5	0.5
H ₂ SO ₄	2ml	2ml	2ml	2ml	2ml	2ml
Incubation bain marie bouillant	15 min					
Incubation à l'obscurité	15 min					
Calcul concentration maltose						
Moy A ₅₄₆						

- c.m = concentration de maltose.
- Moy A₅₄₆ = Moyennes A₅₄₆.

Tableau N° 8. Eléments pour l'établissement de la Courbe d'étalonnage à utiliser pour déterminer le taux des sucres réducteurs.

Tubes Réactifs Incubation c.m Moy A ₄₉₂	T=0 (Blanc)	T=1	T=2	T=3	T=4	T=5
Maltose(0.5 mg/ml)	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
H ₂ O (ml)	0.5	0.4	0.3	0.2	0.1	0
Réactif DNS (ml)	1	1	1	1	1	1
Incubation bain Marie bouillant	8 min					
Calcul concentration .maltose						
Moy A ₄₉₂						

- c.m = concentration de maltose.
- Moy A₄₉₂ = moyennes A₄₉₂.

Les teneurs en sucres totaux et sucres réducteurs sont calculées à l'aide de l'équation suivante :

$$x = \frac{DO - b}{a}$$

Où:

- D.O = Densité optique à $\lambda = 546$ nm pour les sucres totaux.
- D.O = Densité optique à $\lambda = 492$ nm pour les sucres réducteurs.
- Les valeurs de **a** et **b** sont données par les relations des courbes d'étalonnages utilisées pour la détermination des taux des sucres totaux et réducteurs indiquées dans les figures N° 9 et N° 10.

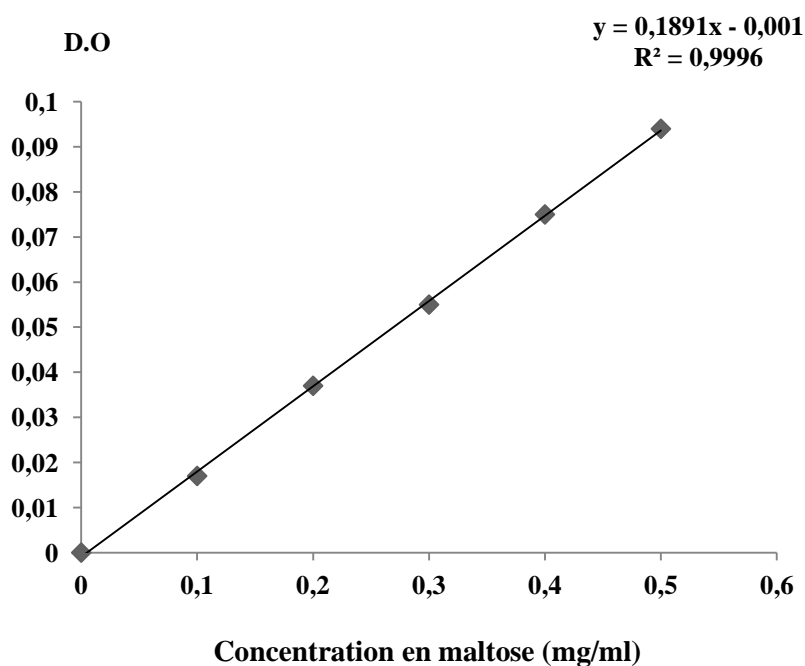


Figure N°9. Courbe d'étalonnage pour la détermination des sucres totaux.

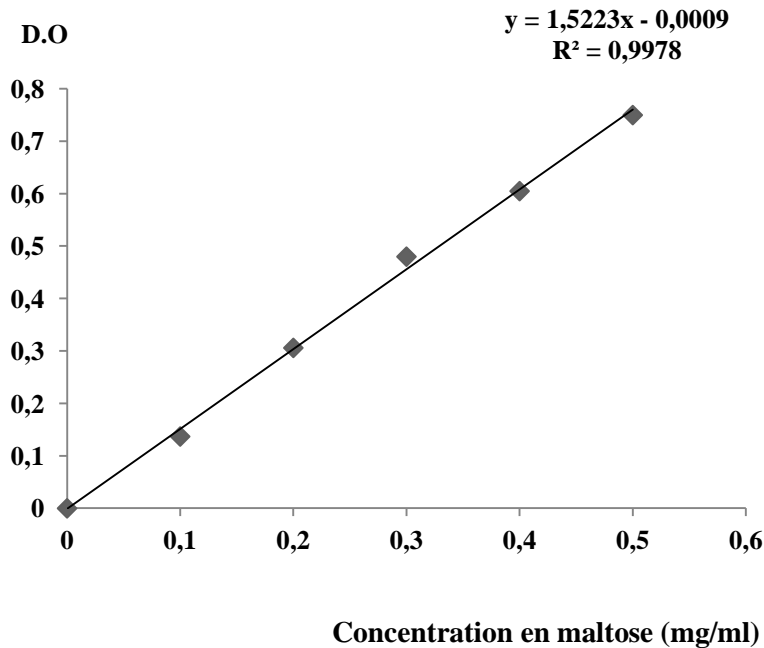


Figure N° 10. Courbe d'étalonnage pour la détermination des sucres réducteurs.

II.2.1.6. Détermination de la quantité de lipides totaux

La teneur en matières grasses des graines est déterminée après extraction à l'éther de pétrole dans un extracteur de type Soxhlet. Pour 20g de farine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L., il est utilisé 1,5 l de solvant organique. Ce dernier est ensuite évaporé à l'aide d'un évaporateur rotatif. Après pesée du résidu gras, le résultat est exprimé en g pour 100g de farine (ISO 659/1998). La formule de calcul utilisée est :

$$P = (P_t - P_v)$$

Où :

P : poids net de la matière grasse.

P_t : poids du ballon contenant la matière grasse.

P_v : poids du ballon vide.

II.2.1.7. Détermination des taux des Vitamines

II.2.1.7.1. Détermination du taux de la vitamine C

Pour la Solution de coloration, 50 g de dichloro-2,6 phénol indophénol sont solubilisés dans 150 ml d'eau chaude (50 à 60°C) contenant 42 mg d'hydrogénocarbonate de sodium dans une fiole jaugée de 200 ml. Après ajustement, le filtrat recueilli dans un flacon en verre brun est placé à 4°C. Concernant l'acide ascorbique, 50 mg conservés préalablement dans un dessiccateur sont placés dans une fiole jaugée de 50 ml. La solution d'extraction est utilisée aussi pour l'ajustement. Pour l'analyse, une prise d'essai de 50 g de l'échantillon est mélangée dans la solution d'acide oxalique 02%. Le volume est 1 : 1 et 1 : 5. Le filtrat à une concentration finale en acide ascorbique comprise entre 0,1 et 01 mg/ml. La titration est réalisée rapidement avec la solution appropriée jusqu'à l'obtention d'une coloration rose saumon qui doit persister pendant au moins 05 secondes. L'expérience est faite deux fois pour enregistrer le volume à 0,1 ml près de la solution de coloration ayant servi. Il est procédé de la même façon pour l'essai à blanc, en remplaçant les 05 ml de la solution étalon d'acide ascorbique par 05 ml de la solution d'extraction. Il est soustrait le résultat obtenu pour l'essai à blanc des volumes de la solution de coloration. Pour le titrage, il est pris la moyenne arithmétique du volume utilisé. Il est effectué un essai à blanc avec le même volume de la solution d'extraction. Trois mesures sont effectuées. La teneur en acide ascorbique est exprimée en milligrammes pour 100 g de produit (**Sadasivam et Manickam, 1996**). La relation considérée est :

$$\text{Quantité en acide ascorbique (mg/100g)} = \frac{(V_0 - V_1) \times m_1}{m_0} \times 100$$

Où:

m_0 : Masse (g) de la prise d'essai dans la partie aliquote prélevée pour le titrage.

m_1 : Masse d'acide ascorbique équivalent à 1,0g de la solution de coloration.

V_0 : Volume (ml) de la solution de coloration utilisé pour le titrage.

V_1 : Volume (ml) de la solution de coloration utilisé pour l'essai à blanc.

II.2.1.7.2. Détermination du taux de la vitamine E

Après saponification de l'échantillon et extraction à l'hexane, les extraits sont nettoyés par lavage à l'acide sulfurique et la vitamine E dosée par colorimétrie. Une prise d'essai contenant environ 10 mg de vitamine E est introduite dans un récipient avec 1,5 g d'acide ascorbique et 10 ml d'eau distillée. Il est procédé à l'homogénéisation à l'aide d'une baguette et l'ajout de 40 ml d'alcool absolu. Le tout est porté à ébullition quelques minutes. Il est ensuite versé 03 ml de KOH 50%. Après branchement du réfrigérant, au mélange maintenu à ébullition 30 min et refroidi, il est incorporé 40 ml d'eau distillée. 04 fois 50 ml d'hexane sont employées pour l'extraction. Les extraits réunis sont lavés avec 50 ml d'eau et recueillis dans un ballon portant un entonnoir obstrué par du coton imbibé d'hexane. La solution obtenue après évaporation à sec et addition de 30 ml d'hexane placée dans une ampoule à décanter de 100 ml sur laquelle est ajouté 08 ml de H₂SO₄ 80% est agitée 02 à 03 min jusqu'à décoloration de la phase organique et coloration constante de la phase sulfurique. La phase organique est récupérée dans une ampoule à décanter. La phase sulfurique est traitée 04 fois par 30 ml d'hexane. Les extraits réunis sont lavés 01 fois avec 50 ml de NaHCO₃ et 02 à 03 fois avec 50 ml d'eau jusqu'à neutralité. Une fiole jaugée de 250 ml surmontée d'un entonnoir contenant du Na₂SO₄ anhydre est employée pour la récupération de la solution. Le volume est ramené à 250 ml avec de l'hexane. Il est prélevé 20 ml dans un ballon de 100 ml à fond rond pour faire l'évaporation dans un évaporateur rotatif. Le produit est immédiatement repris dans 10 ml d'éthanol pour le dosage par colorimétrie (**Rougereau, 1981**).

La réaction se fait dans deux fioles de 10 ml enveloppées de papier noir à l'abri de la lumière vive. Il est introduit dans la fiole N°1 (témoin) 02 ml d'éthanol et dans la fiole N°2 02 ml de la solution de tocophérol à titrer. Dans les fioles N°1 et N°2, il est ajouté successivement 0,25 ml de solution de 2-2 dipyridyle et 0,25 ml de la solution de chlorure ferrique. Après avoir remué légèrement, il est procédé au réajustement au trait avec de l'éthanol. La cuve témoin est remplie avec de l'éthanol, la 2^{ème} cuve avec le contenu de la fiole N°1 et la 3^{ème} cuve avec la solution de la fiole N°2. 02 minutes après l'introduction du chlorure ferrique dans les fioles, les absorbances des solutions 2 et 3 par rapport à la cuve témoin N°1 (éthanol seul) sont mesurées à $\lambda=510$ nm. Il est donné :

$D.O_A$ = Densité Optique de la solution n°1 (cuve 2) à $\lambda=510$ nm.

$D.O_E$ = Densité Optique de la solution n°2 (cuve 3) à $\lambda=510$ nm.

La densité optique corrigée de l'essai est :

$$D.O_C = (D.O_E) - (D.O_A)$$

La valeur de E est calculée par la relation suivante :

$$E = \frac{D.O_C \times \text{dil}}{100 \times P_e}$$

Où:

$D.O_C$ = La densité optique corrigée.

dil = dilution.

P_e : Masse de l'échantillon en gramme.

Le titre est calculé par la formule suivante :

$$\text{Titre (\%)} = \frac{E \times 100}{E_{\text{théorique}}}$$

Où:

$E_{\text{théorique}}$ du tocophérol = 373.

II.2.1.7.3. Détermination du taux de la vitamine A

La vitamine A est dosé par spectrophotométrie après saponification grâce à l'utilisation de KOH. Les opérations s'effectuent sans interruption et le plus rapidement possible à l'abri de la lumière. Le dosage complet est terminé en moins de quatre heures.

A 10g de l'échantillon (Il faut que la quantité de la farine correspondent à 2500 UI de vitamine A au minimum et à 25000 UI au maximum), il est ajouté 75 ml d'éthanol et 7,5 ml de KOH 50 %. Après branchement du réfrigérant, le tout est porté à ébullition pendant 20 min. Au produit refroidi, 75 ml d'eau distillée sont

ajoutés. Les extraits recueillis après 05 lavages avec 30 ml d'hexane chaque fois et ajustement du volume à 250 ml, la densité optique (D.O) est mesurée à $\lambda = 325\text{nm}$. La teneur en vitamine A est exprimée en unités internationales par gramme (AFNOR. A.E.C 619/1978). La relation utilisée est :

$$\text{UI/g} = \frac{\text{DO}_{325} \times V}{100 \times P} \times 1830$$

Où:

P: Prise d'essai (g).

V : Volume total (ml).

II.2.1.8. Détermination de la composition en acides gras de matière grasse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) :

La teneur en acides gras est déterminée par analyse des esters méthyliques d'acides gras par chromatographie en phase gazeuse NF EN ISO 5508 (juin 1995). Les esters méthyliques sont obtenus selon le protocole expérimental décrit par (Ollivier et al ; 2006 ; C.E n° 796/2002). Dans un tube à bouchon vissant, il est pesé environ 20 mg de matière grasse. Il est ajouté 0,5 ml d'heptane. Après agitation, il est introduit 0,2 ml de la solution d'hydroxyde de sodium méthanolique 2N. Le tube est bouché à l'aide d'un joint et porté au bain thermostaté à 60°C pendant 1 minute. Il est agité 10 secondes. Après addition de 0,2 ml d'HCl 2N, le contenu est transvasé dans un tube en verre. Après décantation, il est prélevé 100 µl de la phase supérieure dans un tube en verre pour l'évaporation dans un milieu ventilé. Cette quantité est reprise dans 50 µl d'heptane. Après séparation, la phase supérieure

contenant les esters méthyliques est récupérée. Ces derniers sont injectés dans un chromatographe en phase gazeuse de type SHIMADZU QP2010 équipé d'une colonne capillaire de type SE30 apolaire de longueur égale à 25 m ayant un diamètre de 0.25 μm , d'un injecteur split et un détecteur FID, la phase mobile est l'hélium. La température est 250 °C. Il est fait 05 injections. La spectrométrie de masse consiste à produire des ions à partir d'un composé, à les séparer en fonction de leur rapport masse/charge (m/z) et les détecter. Les informations obtenues se présentent sous la forme d'un histogramme montrant les abondances relatives des ions dans la gamme de masse examinée. Cet histogramme est spécifique du composé étudié dans les conditions d'analyse appliquées. Le plus souvent, les ions formés sont porteurs d'une seule charge. L'ionisation des molécules à analyser est obtenue par bombardement électronique dans une chambre d'ionisation. Les résultats des spectres obtenus sont comparés avec ceux existants dans la base de données NIST (National Institute of Standards and Technology). Pour la conversion le logiciel de ChemBioDraw Ultra version 12.0 est utilisé.

II.2.1.9. Détermination du taux de Cendres

La prise d'essai déposée dans un creuset en silice carbonisée sur une plaque chauffante sous hotte chimique est introduite dans un four à moufle réglé à 550°C pendant 6h. A la fin de l'opération, le creuset contenant le résidu est placé dans un dessiccateur en verre sans graisse pour refroidissement puis pesé. Le résultat est donné par le rapport de la masse obtenue sur celle de l'échantillon par 100 (A.O.A.C., 1984).

II.2.1.10. Détermination des quantités des métaux lourds par absorption atomique

Les différents éléments minéraux sont déterminés par absorption atomique (SAA). Les minéraux sont dissous dans 30 ml d'eau distillée. Après filtration sur papier filtre puis acidification avec HNO_3 jusqu'à pH compris entre 1 et 2, il est procédé à la mise en évidence des métaux recherchés. Les résultats sont donnés en ppm (Southon, 1984). Les figures N° 11, 12, 13, 14, 15 et 16 donnent les relations déterminées pour le calcul des quantités des différents métaux considérées.

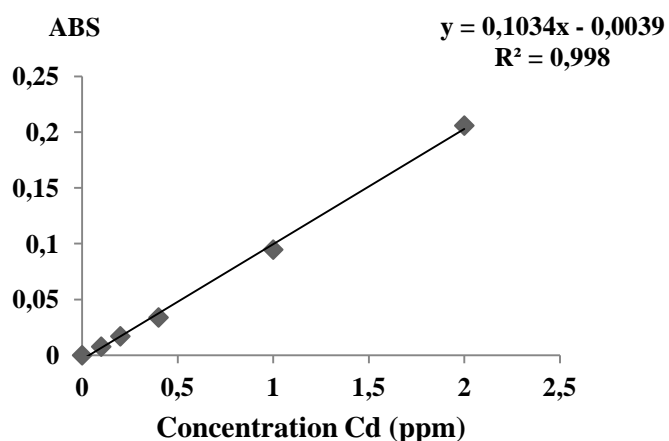


Figure N° 11. Courbe d'étalonnage pour la détermination du cadmium.

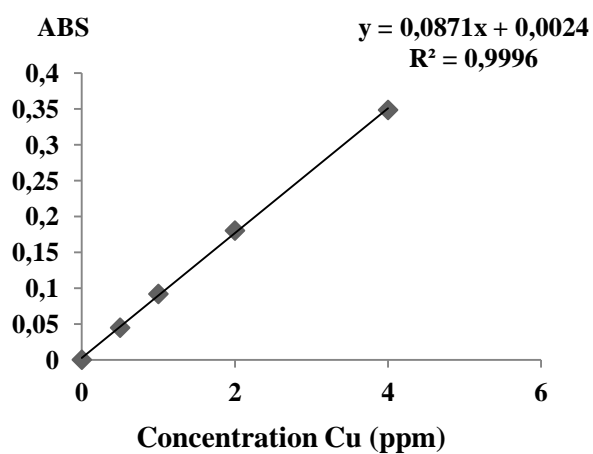


Figure N° 12. Courbe d'étalonnage pour la détermination du cuivre.

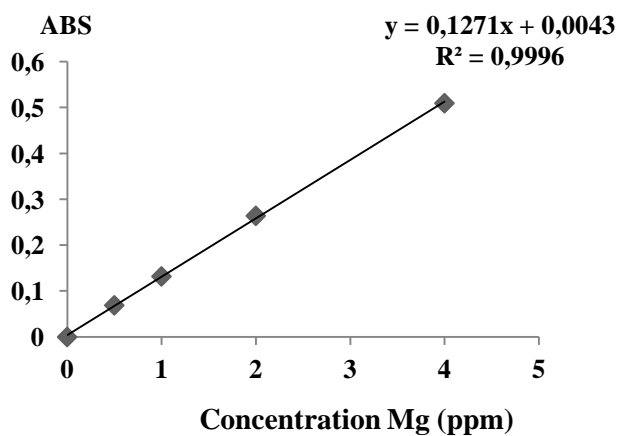


Figure N° 13. Courbe d'étalonnage pour la détermination du manganèse.

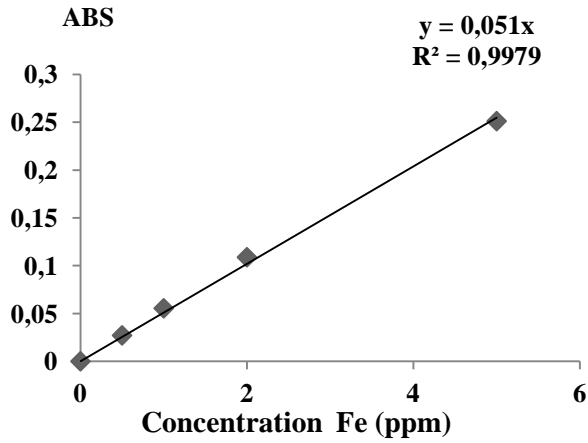


Figure N° 14. Courbe d'étalonnage pour la détermination du fer.

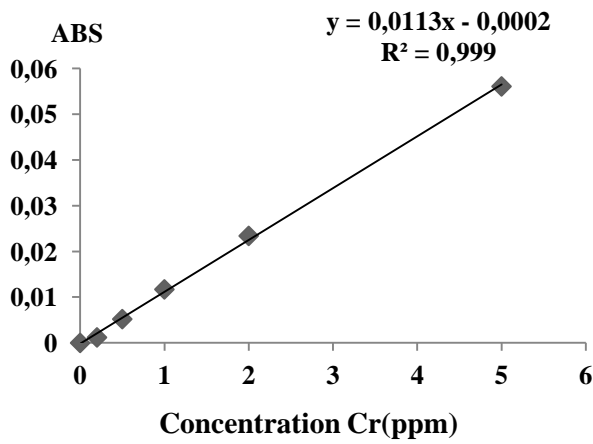


Figure N° 15. Courbe d'étalonnage pour la détermination du chrome.

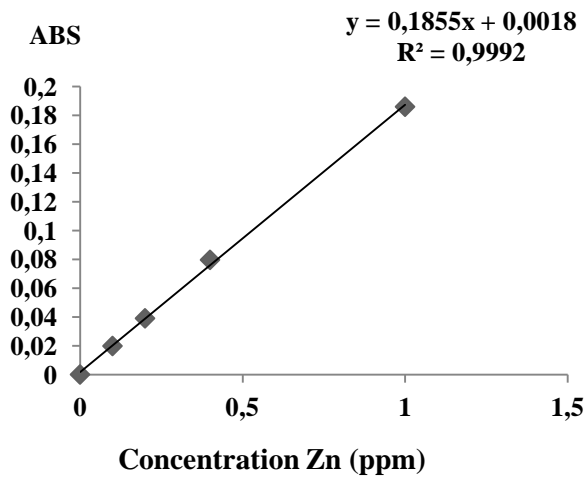


Figure N° 16. Courbe d'étalonnage pour la détermination du zinc.

II.2.2. méthodes d'analyses microbiologiques

II.2.2.1. Préparation de la gélose nutritive

Pour préparer la gélose nutritive, 10g de la farine de la châtaigne d'eau sont dispersés dans 100 ml d'eau distillés. Après agitation à 300 t/min durant 10 min sur un agitateur magnétique, le mélange est chauffé jusqu'à l'obtention d'une bouillie puis filtré sur papier filtre wathmann et réajusté à 100 ml avec de l'eau distillé. Il est ensuite ajouté 02 g d'agar-agar. La solution obtenue après solubilisation totale de l'agar-agar par agitation à 300t/min sur un agitateur magnétique est placée dans des flacons et autoclavée pendant 20 min. Pour le milieu de culture, chaque boîte de pétrie du produit de pH = 5,63, gélifié rapidement à température ambiante incubée pendant 24 h à 37°C et 28°C est examiné pour détecter les contaminants. Le milieu prêt à l'emploi estensemencé par des souches bactériennes et fongiques en absence et en présence d'oxytétracycline 0 mg/ml, 0,1 mg/ml, 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml. Dans 100ml de gélose existe 1ml de cet antibiotique à large spectre.

II.2.2.2. Analyse de l'évolution des souches bactériennes *E. coli*, *Staphylococcus aureus* et *klebsiella sp* et de souches fongiques *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations

Les bactéries utilisées sont *E. coli* (Gram+), *klebsiella sp* (Gram-) et *Staphylococcus aureus* (Gram+). Les résultats sont observés après 24 heures d'incubation à 37°C.

Pour les champignons, les agents phytopathogènes sont *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*. L'incubation est à 28°C. Il est mesuré chaque 24 heures le diamètre de croissance pendant 07 jours. Il est déterminé la vitesse de croissance radiale. Lorsque cette dernière est supérieure à 2 mm/jour, le champignon est considéré comme se développant de manière rapide sur le milieu (L.N.P.V, 2008). Le repiquage est fait à partir des boites de pétrie.

II.2.3. Analyses statistiques

Il est fait usage de l'analyse de la variance à un critère de classification et le test de Tukey.

II.2.3.1. Analyse de la variance à un critère de classification

L'analyse de la variance à un critère de classification consiste à comparer les moyennes de plusieurs populations à partir de données d'échantillons aléatoires simples et indépendants (**Dagnelie, 2009**). La réalisation du test se fait soit en comparant la valeur de F_{obs} avec une valeur théorique $F_{1-\alpha}$ correspondante de la table F de Fisher pour un niveau de signification $\alpha=0,05$, $\alpha=0,01$ et $\alpha=0,001$ et pour k_1 et k_2 degrés de liberté, soit en comparant la valeur de la probabilité p avec les différentes valeurs de $\alpha=5\%$, 1% ou $0,1\%$. Selon que cette hypothèse d'égalité des moyennes est rejetée au niveau $\alpha=0,05$, $\alpha=0,01$ et $\alpha=0,001$, il est dit conventionnellement que l'écart observé entre les moyennes est significatif, hautement significatif ou très hautement significatif. Ces écarts sont généralement marqués de 1, de 2 ou de 3 astérisques (**Dagnelie, 2009**). Les calculs sont réalisés avec le logiciel **MINITAB version 16.0 (X, 2006)**.

II.2.3.2. Test de Tukey

Lorsqu'à l'issue du test de l'analyse de la variance et pour des facteurs fixes il est amené à rejeter l'hypothèse d'égalité de plusieurs moyennes, dans ces conditions la question de rechercher et de localiser les inégalités est posée. De nombreuses solutions sont proposées pour répondre à cette question (**Dagnelie, 2009**). Il s'agit de méthodes de comparaisons particulières et multiples de moyennes. Le choix entre les différentes approches dépend de la nature qualitative ou quantitative des facteurs considérés et de l'objectif fixé ou qui aurait dû être fixé au moment ou la collecte des données est décidée (**Dagnelie, 2009**). A chaque fois que l'égalité de plusieurs moyennes est rejetée par l'analyse de la variance pour un facteur fixe, il est utilisé la méthode de Tukey pour déterminer les groupes de moyennes qui sont identiques ou les groupes des lots qui sont aussi homogènes que possible (**Dagnelie, 2009**). La méthode de Tukey s'applique en une seule étape. Elle est facile à utiliser. Elle

consiste à comparer toutes les paires de moyennes à une valeur critique qui correspond à la plus petite amplitude de Newman et Kews calculées pour les lots (**Dagnelie, 2009**). Elle est exploitée pour rechercher les groupes de lots homogènes et ceci pour chacune des caractéristiques mesurées. Pour Les calculs il est utilisé le logiciel d'analyse et de traitement statistique des données **MINITAB version 16.0 (X, 2006)**.

Chapitre III :
Résultats et
Discussion

III. RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Analyses des compositions biochimiques et chimiques de la farine de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. du lac Oubeïra d'El-Kala

III.1.1. Analyse des résultats du screening chimique

Le tableau № 09 montre que la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. ne contient pas de tanins, de saponosides, d'anthocyanes, de leuco-anthocyanes, d'alcaloïdes, de flavonoïdes, de cardinolides et de terpènes/stéroïdes. Il n'est pas mis en évidence des substances toxiques pour les organismes humains et animaux. Les résultats obtenus sont comparables à ceux de **Pepsi et al., 2012**. Traditionnellement, la plante a été utilisée en Inde pour plusieurs applications médicales. Les fruits sont employés pour le traitement des rhumatismes, des plaies et des brûlures de soleil (**Anjaria et al., 2002**). Elles sont recommandées contre la menace d'avortement, la dysurie, la polyurie et l'œdème (**Khare, 2007**). Sa tige est exploitée sous forme de jus pour les troubles de la vue (**Anjaria et al., 2002**). Les racines ont des activités analgésiques et psychopharmacologiques (**Agrahari et al., 2010 ; Panda et al., 2010**). **Parekh et Chanda, 2007 ; Parekh et Chanda, 2008 ; Prashanto et al., 2011** ont signalé les activités antibactériennes et antifongique et l'effet antidiabétique de l'écorce de la graine. Il est montré la présence d'alcaloïdes, de triterpènes, de stéroïdes, de polyphénols et des hydrates de carbone dans l'extrait alcoolique.

III.1.2. Analyse de la composition biochimique de la graine de la châtaigne d'eau

III.1.2.1. Composition en protéines, glucides et lipides

Dans le tableau № 10, il est indiqué la composition biochimique de la farine de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. Il apparaît que le taux des protéines totales est $6,97 \pm 0,2$ %. Le pourcentage des substances protéiques de la châtaigne d'eau chinoise établi par **Lee et Hwang, 1998** est égal à 1,74%. Pour **Kalita et al., 2007**, il est de 11,4%. Les protéines de la graine de la plante sont

Tableau № 09. Résultats du screening chimique de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. du lac Oubeïra d'El-Kala

Composés chimiques	Nombre de répétition		
	1	2	3
Tanins	-	-	-
Tanins par le réactif Stiasny	-	-	-
Saponosides	-	-	-
Anthocyanes	-	-	-
Leuco-Anthocyanes	-	-	-
Alcaloïdes	-	-	-
Flavonoïdes	-	-	-
Cardinolides	-	-	-
Terpènes/stérois	-	-	-

Tableau № 10. Composition en protéines, glucides, et lipides de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. du lac Oubeïra d'El-Kala

Composés	Quantités(%)
Protéine total N X 6.25	06,97 ± 0,2
Albumines et Globulines	06,66 ± 0,2
Prolamines	-
Glutélines	-
Glutélines solubles dans CH ₃ COOH 0,05N	-
Glutélines insolubles dans NaCl 0,5N, C ₂ H ₅ OH 70% et CH ₃ COOH 0,05N	-
Amidon	59,33 ± 0,6
Amylose	41,33 ± 0,6
Amylopectine	18,00 ± 1,0
sucre totaux	05,32 ± 0,6
sucre réducteurs	01,23 ± 0,3
lipides totaux	03,15 ± 0,05

constituées essentiellement d'albumines et globulines. Il est connu que les protéines de réserves végétales fournissent plus de la moitié des protéines totales et sont constituées d'un mélange, en proportions variables de diverses catégories de protéines réparties par Osborne en groupes sur la base de leur solubilité : les albumines sont solubles dans l'eau, les globulines dans les solutions salines, les prolamines dans les alcools dilués comme l'éthanol 70% ou l'isopropanol 55%, les glutélines et les protéines résiduelles sont partiellement solubles dans les solutions acides ou alcalines diluées. Les trois derniers groupes de protéines ne sont pas déterminés dans la graine considérée. Les différences en proportions entre ces fractions protéiques illustrent la valeur nutritive des graines. Comme les légumineuses, la châtaigne d'eau étudiée est riche en albumines et globulines ($6,66 \pm 0,2\%$) contrairement aux céréales riches en prolamines et glutélines. Les albumines et les globulines se caractérisent par la richesse en lysine qui est un acide aminé essentiel, tandis que les prolamines et les glutélines se distinguent par la richesse en acides aminés soufrés. Les albumines sont de faibles masses moléculaires, qui rassemblent des molécules très hétérogènes. Elles sont riches en acide glutamique, en acide aspartique et en leucine mais pauvre en tryptophane. Elles précipitent par la chaleur. L'amidon représente $59,33 \pm 0,6\%$ dont 70% et 30% sont de l'amylose et de l'amylopectine respectivement. Suivant **Yang et al., 1978**, il varie de 65% à 80%. Les différences entre les résultats peuvent être dues aux conditions climatiques et édaphiques particulières des zones d'études. Cette espèce végétale peut faire partie des sources potentielles d'amidon les plus importantes comme les graines céréales (40 à 90 % de poids sec), les graines de légumineuse (30 à 70 %) et les tubercules (65 à 85 %). L'amidon est formé par un mélange de polymères. 20 à 30 % du poids des grains d'amidon est formé par l'amylose. L'essentiel du reste de grain en amidon est formé par l'amylopectine. La plante peut faire partie des matières premières d'où l'on extrait l'amidon tel que les tubercules (pomme de terre), racines (manioc), graines de céréales (maïs, blés, sorgho, riz). L'amylose est le constituant le moins abondant. Elle est soluble dans l'eau chauffée à 70°C, mais après refroidissement, elle cristallise (le phénomène est appelé rétrogradation) et devient alors très résistante aux attaques enzymatiques (**Lévêque et al., 2000**). Dans les

molécules d'amylopectine, trois types de chaînes peuvent être définis: les chaînes externes (type A), les chaînes internes (type B) et les chaînes principales (type C) (uniques par molécule d'amylopectine et qui sont les chaînes porteuses du glucose réducteur) (Alais et al., 2003 ; Pelmont, 2008 ; Lévêque, et al., 2000). Les liaisons hydrogènes qui s'établissent entre les chaînes par les groupes hydroxyles conditionnent à la fois la résistance physique et la solubilité des molécules. Elles permettent la formation de masse assez compacte ayant un certain degré de cristallinité c'est à dire une régularité de structure spatiale. Ces liaisons sont rompues par un réactif approprié ou par le chauffage. La solubilité est augmentée et la cristallinité est réduite. Les propriétés fonctionnelles des amidons sont de mieux en mieux connues et de plus en plus exploitées dans les industries alimentaires pour remplacer d'autres bio-polymère végétaux microbiens qui sont plus coûteux. Les proportions des sucres totaux et réducteurs sont successivement $5,32\pm 0,6\%$ et $1,23\pm 0,3\%$. Elles sont comparables à celles données par Singh et al., 2010. Les glucides sont des constituants essentiels de cette graine. Chez les organismes autotrophes, comme les plantes, les sucres sont convertis en amidon lors du stockage. L'assimilation du glucose d'origine amylopectine est fortement dépendante de la digestibilité de l'amidon, elle dépend de son origine botanique (Alais et al., 2003). L'apport en lipides est $3,15\pm 0,05\%$. Les matières grasses isolées sont de très bons éléments moussants. Les lipides sont des composés à solubilité nulle ou faible dans l'eau mais par contre élevée dans les solvants organiques non polaires (méthanol, chloroforme, cyclohexane, éther éthylique, acétone...). Un lipide est une molécule soit complètement apolaire (lipide neutre) soit bipolaire, molécule amphiphile (ou amphipathique), avec une partie polaire liée à une chaîne fortement apolaire. Les lipides vrais résultent de la condensation d'acides gras avec des alcools par une liaison ester ou amide, et on les subdivise en lipides simples qui sont neutres, les glycérolipides, les cérides et les stérides et en lipides complexes qui contiennent du phosphore, de l'azote, du soufre ou des oses. Il existe les composés à caractère lipidique qui sont les isoprénoides et les icosanoides.

III.1.2.2. Composition en vitamines

Le tableau N° 11 indique les quantités des vitamines étudiées. Les vitamines C, E et A constituent consécutivement $4,56 \pm 0,5$ mg/100g, $0,26 \pm 0,04$ mg/100g et $3,66 \pm 0,4$ UI/g. La vitamine C a un fort pouvoir réducteur. Elle protège des actions toxiques des radicaux libres. Elle favorise l'absorption du fer d'origine végétale. Elle est hydrosoluble et très sensible à la chaleur. La vitamine E est trouvée aussi dans les huiles des oléagineuses. Elle assure la protection de la vitamine A et celle des acides gras polyinsaturés dans les membranes cellulaires (**De Silva et Vonderson, 1995**). Ces deux composants sont des antioxydants. Pour ce qui est de la vitamine A, elle a des propriétés d'agent filtrant et anticancéreuses. Les vitamines, substances organiques indispensables à la vie et à la croissance, sans valeur énergétique sont apportées en petites quantités par l'alimentation (**Pilardeau, 1995**). Il est dénombré treize vitamines indispensables, classées en fonction de leur solubilité dans l'eau ou la graisse (**Page et al., 1999**). Les vitamines hydrosolubles comprenant les vitamines du groupe B et la vitamine C. Ces dernières sont normalement présentes dans les végétaux mais peuvent faire l'objet d'une dénaturation ou d'une disparition lors de la cuisson. Les vitamines liposolubles A et E sont des molécules hydrophobes qui sont toutes des dérivées de l'isoprène.

III.1.2.3. Composition en acides gras

Au vu du tableau N° 12, il est mis en évidence 15 acides gras. Certains sont saturés, mono-insaturés et polyinsaturés à nombre paire de carbones. L'acide myristique (C14:0), l'acide palmitique (C16:0) l'acide stéarique (C18:0), l'acide arachidique (C20:0), palmitoléique (C16:1), l'acide linoléique (C18:2) et l'acide octadécatriénoïque (C18:3) mis en évidence ont été aussi déterminé par **Mukherjee et al., 2010**. Il est constaté que la plupart des composés sont sous la forme cis. Ceux à nombre impair de carbone identifiés ne sont pas rapportés par la littérature. La figure N° 17 donne les structures chimiques des acides gras à nombre impair de carbones déterminés dans la graine de la châtaigne d'eau. En raison des difficultés expérimentales relatives à l'identification de ces molécules, les caractéristiques et les fonctions n'ont pas été pleinement traitées par les chercheurs.

Tableau N° 11. Quantités des vitamines C, E et A de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans L.* du lac Oubeïra d'El-Kala.

Composés	Quantités
Vit C (mg/100g)	04,56 ± 0,5
Vit E (mg/100g)	00,26 ±0,04
Vit A (UI/g)	03,66 ±0,4

Tableau N° 12 : Composition en acides gras de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. du lac Oubeïra d'El-Kala

Types d'acide gras	Nom systématique	numéro CAS	Temps de rétention	Abrégé	Nom commun
Acides gras saturés	Undecanoic acid, 10-methyl-, methyl ester	5129-56-6	8,535	C11:0	-
	Tridecanoic acid, 4,8,12-trimethyl-, methyl ester	1033-74-9	8,538	C13:0	-
	Tetradecanoic acid	544-63-8	13,40	C14:0	Myristique
	pentadecanoic acid, methyl ester	7132-64-1	14,842	C15:0	-
	Hexadecanoic acid, 15-methyl -, methyl ester	6929-04-0	18,01	C16:0	-
	Hexadecanoic acid, methyl ester	112-39-0	18,013	C16:0	-
	n-hexadecanoic acid	57-10-3	19,64	C16:0	Palmitique
	Heptadecanoic acid,16-methyl-, methyl ester	5129-61-3	29,307	C17:0	-
	Octadecanoic acid	57-11-4	31,48	C18:0	Stéarique
	Eicosanoic acid methyl ester	1120-28-1	36,735	C20:0	-
	Eicosanoic acid	506-30-9	37,60	C20:0	Arachidique
	tricosanoic acid, methyl ester	2433-97-8	35,217	C23:0	-
Acides gras mono insaturés	9-Hexadecenoic acid, methyl ester,(Z)-	1120-25-8	16,935	C16:1	-
	11-Hexadecenoic acid, methyl ester	55000-42-5	16,958	C16:1	-
	9-Octadecenoic acid (Z)-, methyl ester	112-62-9	26,841	C18:1	-
	10-Octadecenoic acid, methyl ester	13481-95-3	26,809	C18:1	-
	8-Octadecenoic acid, methyl ester,(E)-	/	26,826	C18:1	-
	Oleic acid	112-80-1	29,66	C18:1	Oléique
	9-Octadecenoic acid,(E)-	112-79-8	30,41	C18:1	Élaidique
	11-Eicosenoic acid, methyl ester	3946-08-5	35,750	C20:1	-
Acides gras polyinsaturés	8,11-Octadecadienoic acid, methyl ester	56599-58-7	37,233	C18 :2	-
	9,12-Octadecadienoic acid, methyl ester	2462-85-3	26,069	C18 :2	-
	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	112-63-0	26,092	C18 :2	-
	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	60-33-3	29,25	C18 :2	Linoléique
	9,12,15-Octadecatrienoic acid, methyl ester	7361-80-0	34,042	C18 :3	-
	6,9,12- Octadecatrienoic acid, methyl ester	2676-41-7	34,889	C18 :3	-
	8,11,14-Eicosatrienoic acid,(Z,Z,Z)-	1783-84-2	35,29	C20 :3	dihomo γ – linoléique
	7,10,13-Eicosatrienoic acid, methyl ester	/	36,042	C20 :3	-

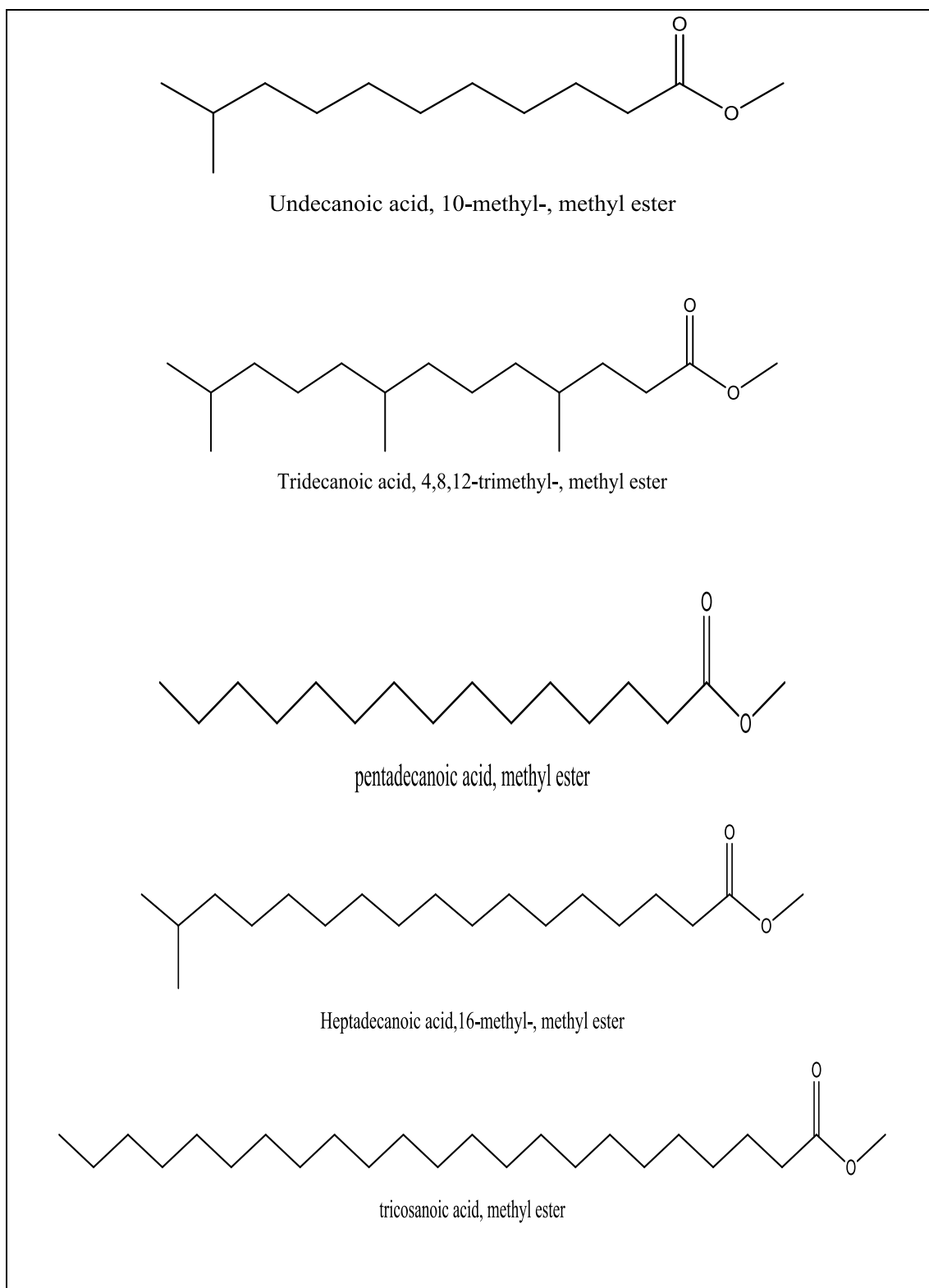


Figure N° 17. Structures chimiques des acides gras à nombre impair de carbone déterminés dans la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. non signalés par la littérature.

Pour ceux définis, d'après **Bode et al., 2004**, l'acide Tricosanoïque a été décelé acylé à divers glycolipides, phospholipides et gangliosides. Il est produit par les végétaux et les mammifères (**O'Neill, 2002**). L'acide margarique est synthétisé par la flore bactérienne dans le rumen des ruminants (**Vlaeminck et al., 2004**). La même remarque concerne l'acide Pentadecanoïque (**Smedmann et al., 1999**). Il est également présent chez les bactéries et les champignons. Il est rencontré à l'état de traces dans les huiles végétales. Ces trois composés sont rares dans la plupart des systèmes biologiques (**Vlaeminck et al., 2004 ; Skeaff et al., 2006 ; Shantha et Ackman, 1990**). L'acide Undécanoïque est une source naturelle dans les plantes. Il a des actions antifongiques. Son rôle dans l'inhibition de *Trichophyton rubrum* a été récemment étudié (**Peres et al., 2011**). Les acides gras sont insolubles dans l'eau, mais solubles dans les solvants organiques comme l'éther. Malgré leur importance quantitative comme constituant des lipides, ils se trouvent en très faibles quantités à l'état libre. Il est connu une quarantaine d'acides gras naturels, dont les plus importants sont l'acide butyrique, l'acide palmitique, l'acide stéarique, l'acide linoléique, l'acide arachidonique et l'acide linoléique. Les acides linoléique et linoléique sont des acides gras essentiels. Les acides gras naturels sont généralement de configuration *Cis*. A température ordinaire, les acides gras insaturés sont liquides. Ils sont trouvés généralement dans les aliments d'origine végétale. Il est intéressant de noter la présence de l'acide linoléique (C18: 2, ω -6). L'acide linoléique est principalement contenu dans certaines huiles végétales dites vierges et de première pression à froid (huile d'arachide, de tournesol, de carthame...). L'acide undécanoïque (UDA), est un acide gras de chaîne moyenne, il est le plus fongitoxique. Il a été utilisé dans le traitement des dermatophytoses chez les humains (**Ammendola et al., 2009. Garg et Muller, 1993**).

III.1.2.4. Taux de cendres et composition en éléments minéraux

Le teneur totale en cendres obtenue dans la graine est de $2,93 \pm 0,06\%$. Il est confirmé la grande quantité de minéraux. La figure N° 8 révèle que la contenance en minéraux va décroissent du fer au zinc puis au manganèse, cuivre, chrome et cadmium. Le fer et le zinc sont les principales entités chimiques inorganiques. Il est prouvé que cet akène peut accumuler des métaux lourds. Ce végétale peut jouer un rôle important dans la purification de l'écosystème aquatique. Les teneurs en fer, zinc et manganèse sont successivement 31 ppm, 21 ppm et 7,8 ppm. **Lee et Hwang, 1998**, trouvent des quantités de fer et de manganèse de 0,21 et 0,08%, respectivement. La pollution de métaux lourds est principalement due aux activités humaines (**Bhatt, 2004**). Les origines des micropolluants dans l'eau sont nombreuses et multiples. Il peut s'agir d'une part, des rejets directes d'eau usées urbaines et industrielles et d'autre part, d'apport diffus associés aux retombés atmosphérique ou ruissellement d'eau contaminée en provenance des sols agricoles ou de voiries. Certains micropolluants sont aussi présents dans les sédiments des court d'eau ou présents naturellement a l'état de traces dans les sols (fond-pédogéochimique) (**Cholon et al., 2006**). Généralement, les oligo-éléments fer (Fe), cuivre (Cu), zinc (Zn), nickel (Ni), cobalt (Co), molybdène (Mo), manganèse (Mn), chrome (Cr), arsenic (As), et titane (Ti) sont indispensables au déroulement des processus biologiques. Dans ce cas, leurs concentrations dans les organismes doivent répondre aux besoins métaboliques. Une carence ou un excès de ces éléments essentiels peut induire des effets indésirables. D'autres comme le mercure (Hg), le plomb (Pb), le cadmium (Cd), et l'antimoine (Sb) ne sont pas nécessaires à la vie, et peuvent avoir des effets néfastes (**Casas et Stello, 2005**). Il est connu que le Cuivre, le Fer, le Zinc et le Manganèse sont considérés comme indispensables au déroulement des processus métaboliques et ne deviennent toxiques qu'au delà d'un certain seuil. Le cuivre en excès produit des radicaux libres responsables de lésions cellulaires au niveaux de l'ADN et d'organites tels que les mitochondries ou les lysosomes (**Pichard, 2003**). La toxicité du fer est dans sa capacité à provoquer la formation de radicaux libres avec pour conséquence une peroxydation lipidique (**Gunnar et al., 2007 ; Nestel et Davidsson, 2003**). Le Zinc

est essentiel pour de nombreux métallo-enzymes et les facteurs de transcription qui sont impliqués dans divers processus cellulaires comme l'expression des gènes, la transduction de signal et la transcription de la réplication. Le fer modifié du carbone actif préparé à partir de l'enveloppe de la graine de la châtaigne d'eau est un résidu aquatique pas cher. Il peut être considéré comme un moyen efficace pour l'adsorption et l'élimination du Cr des eaux usées (Liu et al., 2010). Les résultats de Ghoulam et al., 2011 indique que les organes de trois plantes aquatiques *Trapa natans* L., *Typha latifolia* et *Hydrocotyle vulgaris* ont un effet significatif sur l'accumulation des métaux lourds et qu'elles peuvent être utilisées pour phytoremédiation de l'eau polluée.

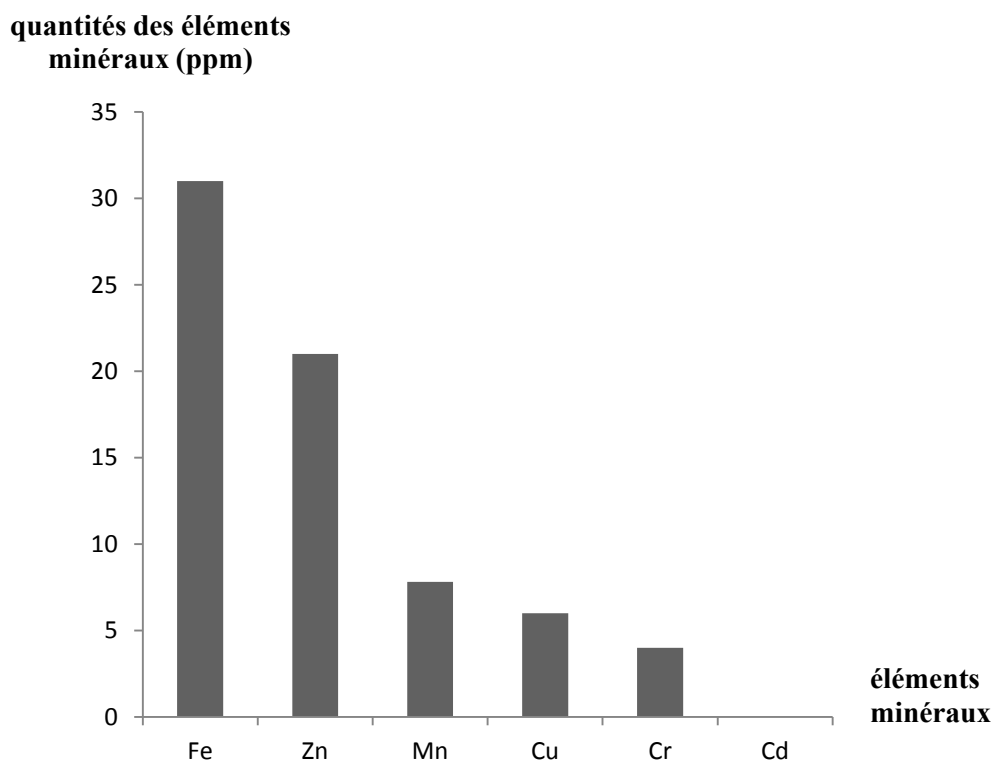


Figure N° 18 : Quantités des éléments minéraux de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. du lac Oubeïra d'El-Kala

III.2. Valorisation de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans* L. sur la base de la composition biochimique et chimique dans le domaine microbiologique

III.2.1. Stérilité de la gélose nutritive préparée

Les figures № 19 et № 20 montrent la gélose nutritive contenue dans les boîtes de pétrie après incubation durant 24h à 28C° et 37C° pour détecter les contaminants. Il est vérifié qu'elle est stérile. Vu son aspect, sa couleur, son odeur, sa solubilité, sa clarté, sa gélification et son pH=5,63, elle est de bonne qualité. Sa transparence parfaite permet de tout discerner. Elle est prise pour l'ensemencement des souches bactériennes et fongiques considérées.

III.2.2. Analyse de l'évolution de souches bactériennes et fongiques en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations

Les Figures №21, №22 et №23 montrent le développement des souches bactériennes en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations. Les données se rapportant à l'évolution des bactéries Gram+ et Gram- étudiées en absence et en présence d'oxytétracycline sont présentées dans le tableau № 13. A 0mg/ml, *E. coli*, *Staphylococcus aureus* et *klebsiella sp* se développent. A 0,1 mg/ml du bactéricide employé, *E. coli* et *Staphylococcus aureus* ne se déploient pas. *Klebsiella sp* se propage. Pour 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml de cet antibiotique, il ya inhibition totale de ces trois microorganismes. Pour ce qui est des champignons, les figures № 24, № 25 et № 26 font apparaitre le développement des souches fongiques en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations. Suite à l'analyse des statistiques du tableau № 14, il est élucidé l'existence d'aucune influence à 0 mg/ml, 0,1mg/ml, 0,25mg/ml et 0,5mg/ml de cet antibiotique sur la formation et l'étalement de *Fusarium sp*. Il ya une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) entre les effets des concentrations distinctes de cet antibactérien sur le développement de *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*. Il est donc possible d'isoler ces champignons pathogènes. Les aspects des mycéliums aériens de *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum* sont successivement cotonneux et de couleur rose à orange, cotonneux et d'une couleur gris-vert et de couleur brun-claire.



Figure N° 19 : Gélose nutritive après incubation à 28°C pendant 24 h pour détecter les contaminants.

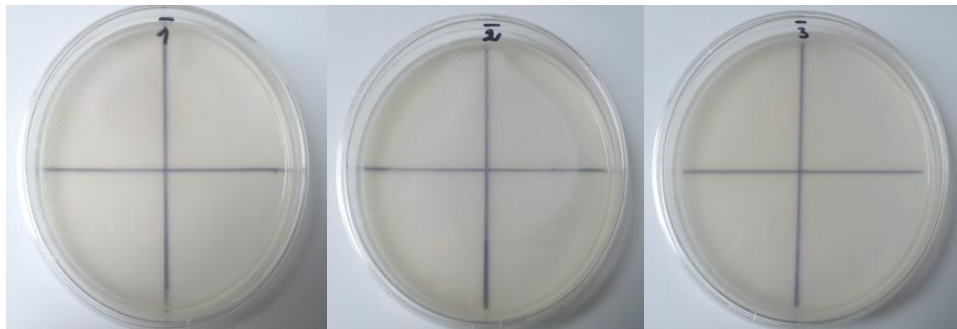


Figure N° 20 : Gélose nutritive après incubation à 37°C pendant 24 h pour détecter les contaminants.

Tableau N° 13: Evolution des souches bactériennes *E-coli*, *Klebsiella sp* et *Staphylococcus aureus* en absence et en présence de différentes concentrations d'oxytétracycline.

Souches	Concentration (mg / ml)			
	0,0mg/ml	0,1mg/ml	0,25mg/ml	0,5mg/ml
<i>E-coli</i>	-	+	+	+
<i>Klebsiella sp</i>	-	-	+	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	-	+	+	+

+ : inhibition des souches. - : développement des souches.

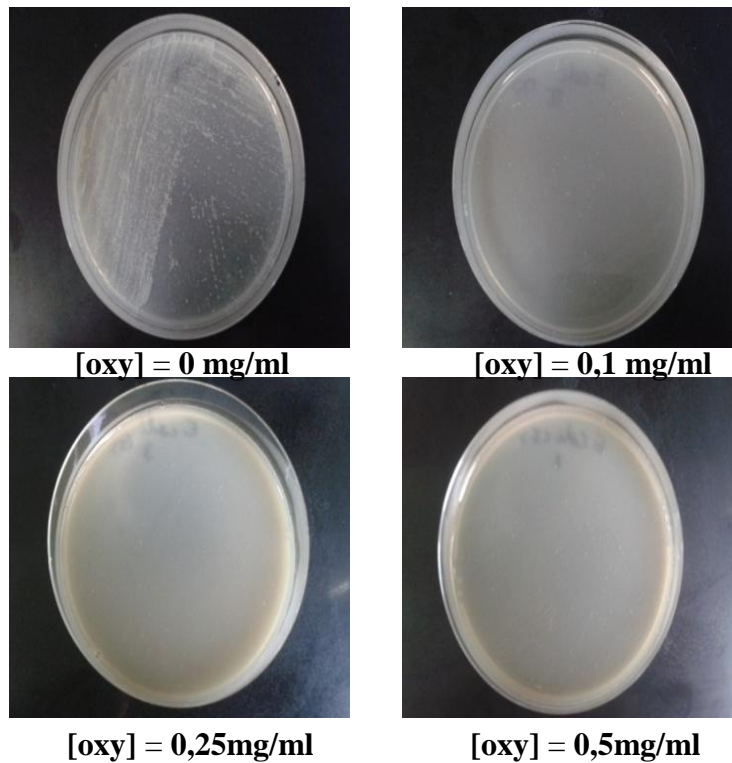


Figure № 21 : Développement d'*E-coli* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.

[oxy]= Concentration d'oxytétracycline.

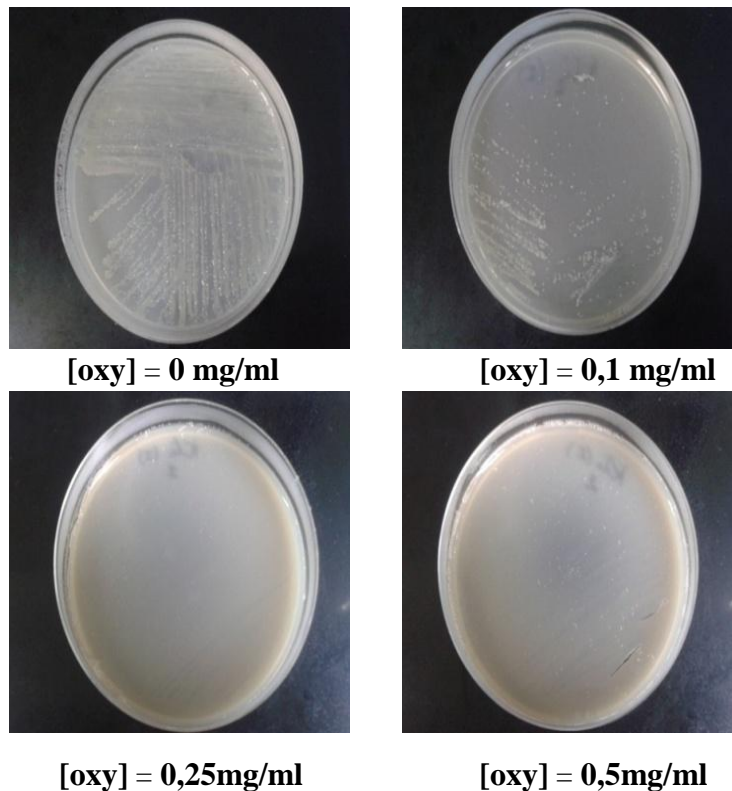
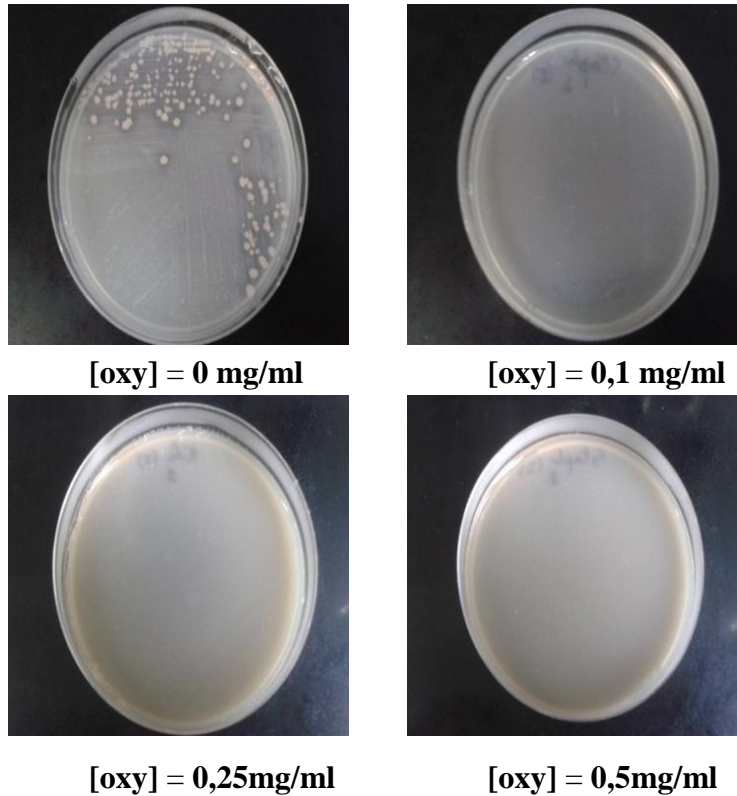
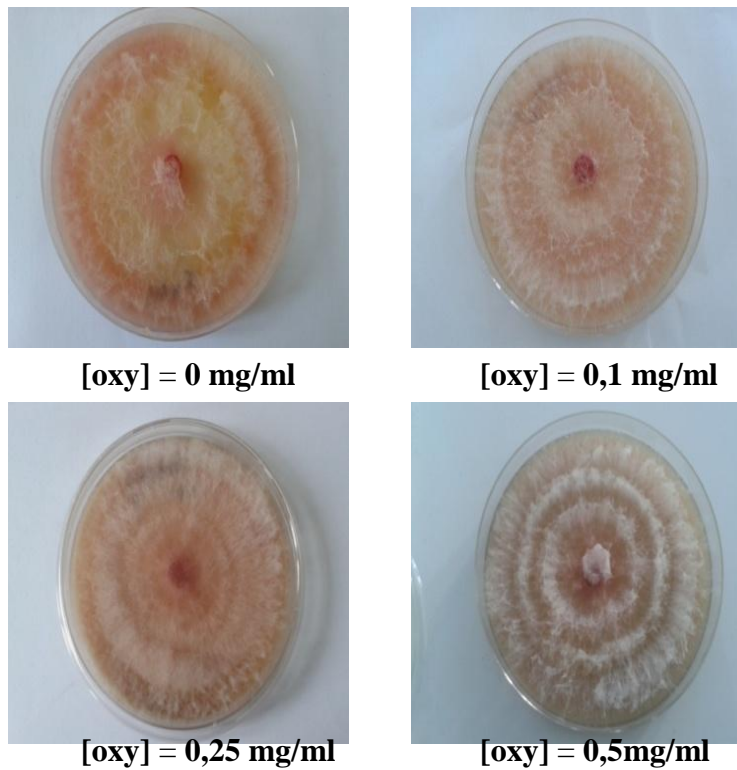


Figure № 22 : Développement de *Klebsiella sp* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.

[oxy]= Concentration d'oxytétracycline.



[oxy] = 0,25mg/ml [oxy] = 0,5mg/ml
Figure N° 23 : Développement de *Staphylococcus aureus* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.
[oxy]= Concentration d'oxytétracycline.



[oxy] = 0,25 mg/ml [oxy] = 0,5mg/ml
Figure N° 24 : Développement de *Fusarium sp* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.
[oxy]= Concentration d'oxytétracycline.

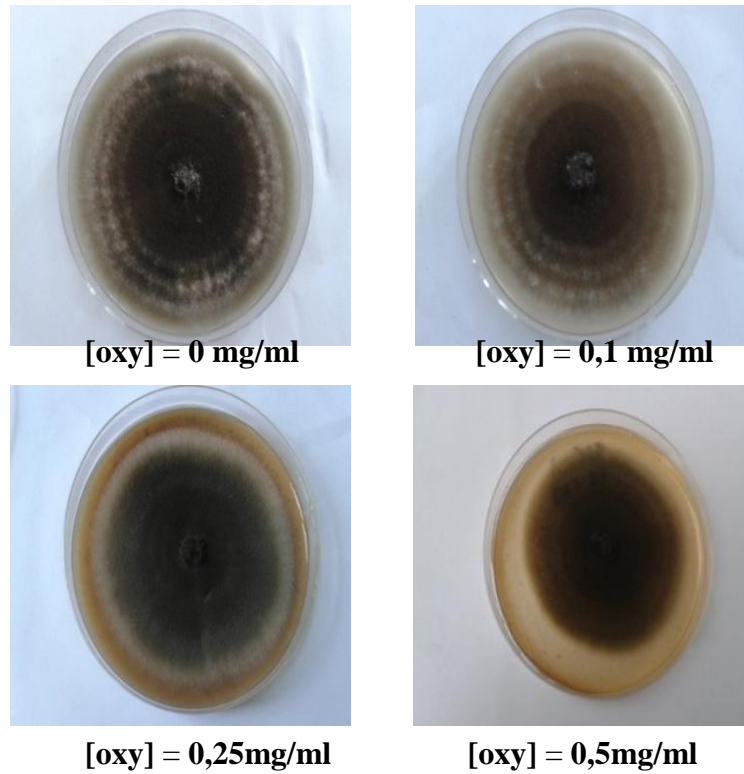


Figure N° 25: Développement de *Pyrenophora tritici* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.

[oxy]= Concentration d'oxytétracycline

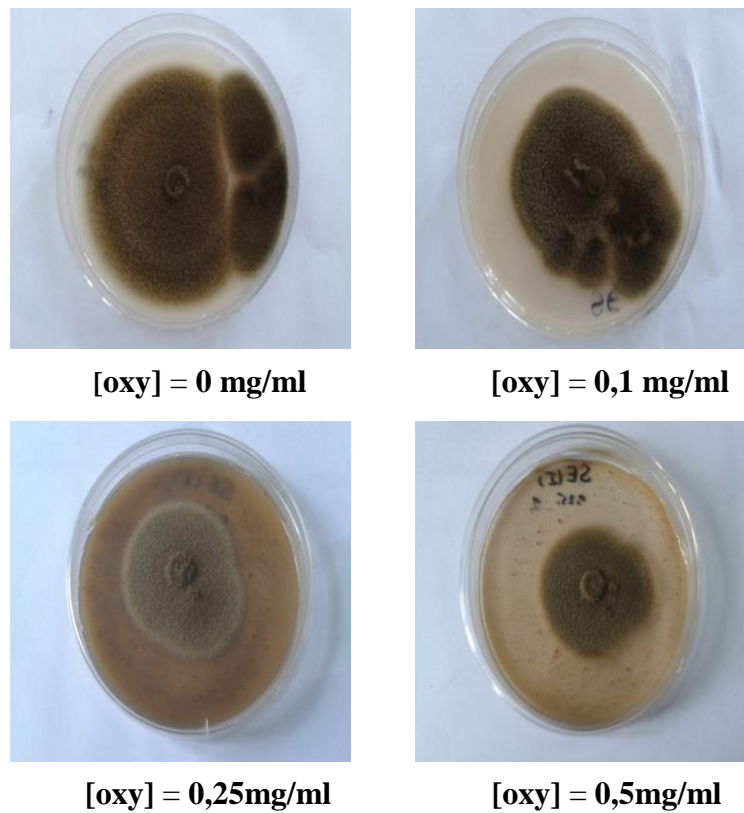


Figure N° 26: Développement de *Septoria nodorum* en absence et en présence d'oxytétracycline à différentes concentrations.

[oxy]= Concentration d'oxytétracycline

Tableau №14 : Comparaison de l'influence des différentes concentrations d'oxytétracycline sur le développement des souches fongiques *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*.

Test d'ANOVA						
Variables	SV	DDL	SCE	CM	Fobs	P
07 jrs	<i>Fusarium sp</i>	3	0,000	0,000	*	*
07 jrs	<i>Pyrenophora tritici</i>	3	135,42	45,14	16,05	0,001***
07 jrs	<i>Septoria nodorum</i>	3	1118,8	372,9	26,02	0,000***

SV : sources de variation.

ddl : degrés de liberté.

SCE : somme des carrés des écarts.

CM : carré moyen.

Fobs : valeurs observées de F de Fisher.

P : probabilité de mettre en évidence des différences significatives.

$P > \alpha = 0,05$: (NS) différences non significatives.

$P \leq \alpha = 0,05$: (*) différences significatives.

$P \leq \alpha = 0,01$: (**) différences hautement significatives.

$P \leq \alpha = 0,001$: (***) différences très hautement significatives.

Les figures № 27, № 28 et № 29 présentent les diamètres de croissance en fonction du temps d'incubation. Au fur et à mesure que le temps d'incubation augmente, la vitesse de croissance mycélienne est considérable. Elle est supérieure à 02mm/j. Il est distingué qu'elle dépasse 05mm/j pour *Fusarium sp.* Ces mycètes se caractérisent par des vitesses de croissances rapides sur ce milieu. Ce dernier garantit la croissance des champignons, la différenciation et la récupération de faibles échantillons. La croissance de la souche *Fusarium sp* par rapport aux différentes concentrations de l'inhibiteur est rapide. Il est observé qu'au 7^{ème} jour de suivi de la croissance qu'il n'y a aucune différence significative entre les effets des quatre concentrations et que toutes les moyennes de croissance de la souche *Fusarium sp* (80mm) sont égales. Le test de Tukey présente 04 groupes indépendants. Il n'y a pas d'effet des différentes concentrations de l'inhibiteur sur la croissance de la souche *Fusarium sp.* La croissance de la souche *Pyrenophora tritici* par rapport aux différentes concentrations de l'inhibiteur est un peu lent que celle de la souche *Fusarium sp.* Il existe une différence très hautement significative au 7^{ème} jour de suivi de la croissance entre les quatre concentrations. Le test Tukey présente 02 groupes dépendant. Pour le premier groupe les valeurs de croissance par rapport à 0mg/ml et 0,1mg/ml sont successivement 78,83 et 77,6mm. Pour le deuxième groupe les valeurs de croissance en relation avec les concentrations 0,25mg/ml et 0,5mg/ml sont consécutivement 71,66 et 71,50mm. Il existe un effet des différentes concentrations de l'inhibiteur sur la croissance de la souche *Pyrenophora tritici.* La croissance de la souche *Septoria nodorum* par rapport aux différentes concentrations de l'inhibiteur est plus lente que celles des autres souches. Il existe une différence très hautement significative au 7^{ème} jour de suivi de la croissance entre les quatre concentrations. Le test de Tukey présente 02 groupes dépendants. Pour le premier groupe les valeurs de croissance par rapport aux concentrations 0mg/ml et 0,1mg/ml sont 67,16 et 60,33mm respectivement. Concernant le deuxième groupe, les valeurs de croissance en relation avec les concentrations 0,25mg/ml et 0,5mg/ml sont 47,16 et 43,33mm respectivement. Il est observé des valeurs de croissance décroissantes. Il existe un effet des différentes concentrations de l'inhibiteur sur la croissance de la souche *Septoria nodorum.*

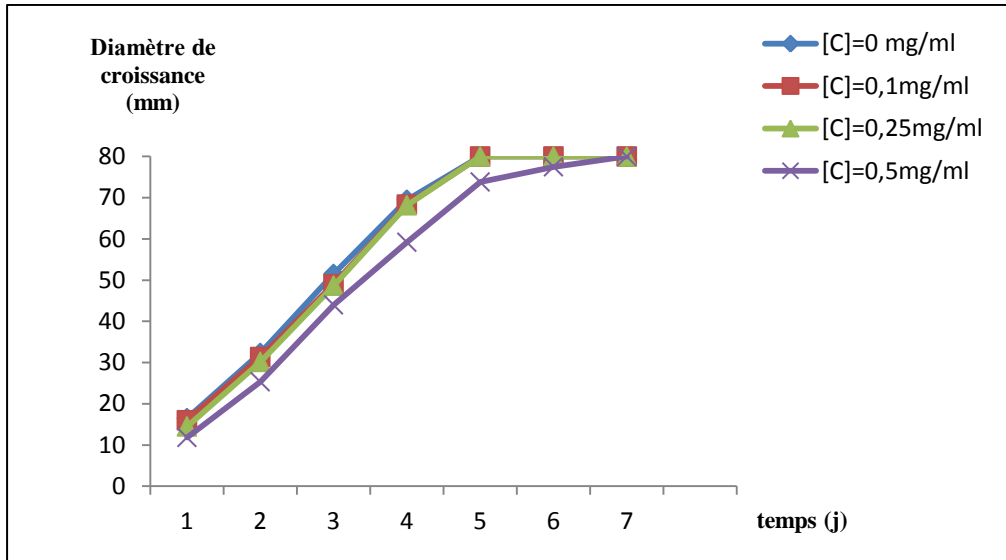


Figure N° 27: Diamètres de croissances de *Fusarium sp* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation.

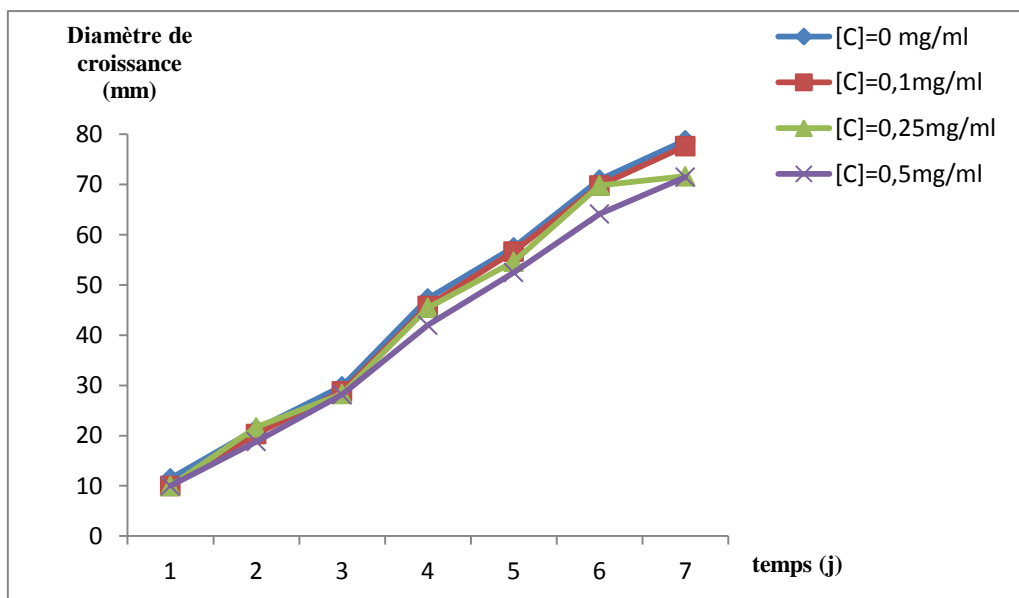


Figure N° 28: Diamètres de croissances de *Pyrenophora tritici* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation.

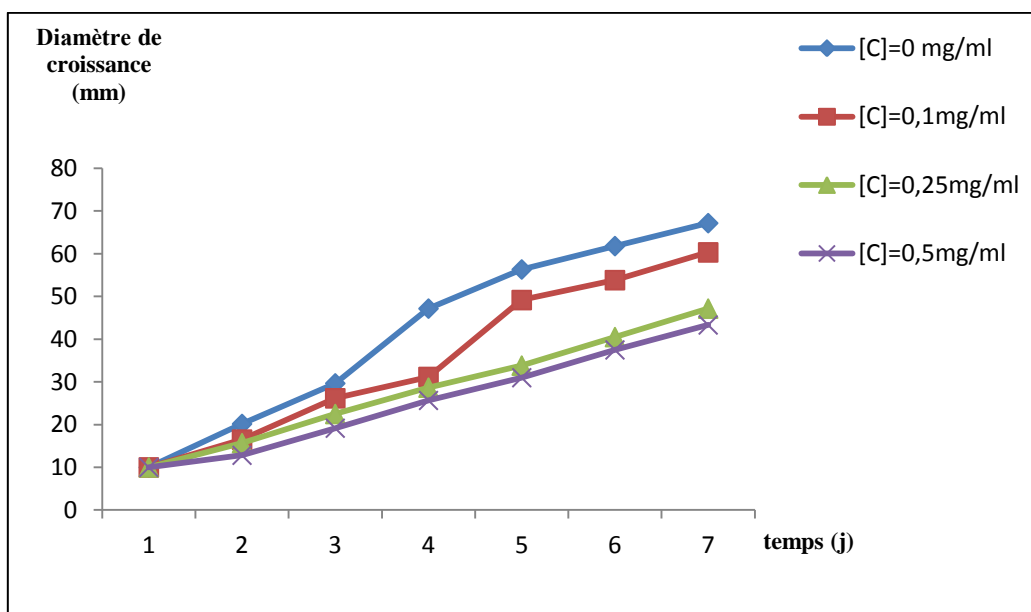


Figure N° 29 : Diamètres de croissances de *Septoria nodorum* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline par rapport au temps d'incubation

Les diamètres de croissance correspondant à 0mg/ml, 0,1mg/ml, 0,25mg/ml et 0,5mg/ml d'oxytétracycline sont désignés dans le tableau N° 15. Selon le test de Tukey, les 02 groupes dépendant ayant rapport avec *Pyrenophora tritici* sont (78,83 mm pour 0 mg/ml et 77,6 mm pour 0,1 mg/ml) et (71,66 mm pour 0,25 mg/ml et 71,50 mm pour 0,5 mg/ml). Ceux de *Septoria nodorum* sont (67,16 mm pour 0 mg/ml et 60,33 mm pour 0,1 mg/ml) et (47,16 mm pour 0,25 mg/ml et 43,33 mm pour 0,5 mg/ml). Il y a 04 groupes indépendants pour *Fusarium sp.* Les valeurs moyennes de l'élément variable pris en compte pour expliquer le déploiement et leurs moyennes sont identiques. Elles sont de 80 mm. Dans le tableau N° 16, il est signalé que chacune des concentrations 0 mg/m, 0,1 mg/ml, 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml agit différemment sur la propagation des agents phytopathogènes examinés. Au niveau du tableau N° 17, il est précisé que le groupe relatif à *Fusarium sp* et celui de *Pyrenophora tritici* est (80mm pour 0 mg/ml et 78,8mm pour 0 mg/ml). Dans les mêmes conditions que précédemment, 67,2 mm formant une classe est l'évolution notée pour *Septoria nodorum*. Les dimensions 80 mm et 77,7 mm sont successivement relevée à 0,1 mg/ml pour *Fusarium sp* et *Pyrenophora tritici*. Elles forment un groupe. La même constatation est faite pour la mesure 60,3 mm mentionnée pour *Septoria nodorum*. Pour les trois champignons, il est différencié trois groupes indépendants à 0,25 mg/ml comme à 0,5 mg/ml. Les grandeurs moyennes du paramètre définissant le développement de *Fusarium sp* comparant chaque groupe par rapport à 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml sont égales à leurs moyennes 80 mm.

Tableau N° 15 : Groupes des diamètres de croissance des champignons par rapport aux différentes concentrations d'oxytétracycline.

Test Tukey						
Variables	Source de variance	Moyennes des concentrations				Nombre de groupes
07 jrs	F sp	4 <u>8,00E+01</u>	3 <u>8,00E+01</u>	2 <u>8,00E+01</u>	1 <u>8,00E+01</u>	04
07 jrs	Pt	4 <u>71,50</u>	3 <u>71,66</u>	2 <u>77,6</u>	1 <u>78,83</u>	02
07 jrs	Sn	4 <u>43,33</u>	3 <u>47,16</u>	2 <u>60,33</u>	1 <u>67,16</u>	02

F sp: *Fusarium sp*

Pt: *Pyrenophora tritici*

Sn: *Septoria nodorum*

1 : Groupe correspondant à la concentration d'oxytétracycline 0 mg/m.

2: Groupe correspondant à la concentration d'oxytétracycline 0,1 mg/ml.

3: Groupe correspondant à la concentration d'oxytétracycline 0,25 mg/ml.

4: Groupe correspondant à la concentration d'oxytétracycline 0,5 mg/ml.

Tableau N°16 : Comparaison de l'influence de chaque concentration d'oxytétracycline sur le développement des différentes souches fongiques *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*.

Test d'ANOVA					
SV	DDL	SCE	CM	F _{obs}	P
[C] $\gamma_j = 0,0$ mg/ml	2	302,17	151,08	12,98	0,007**
[C] $\gamma_j = 0,1$ mg/ml	2	692,67	346,33	83,68	0,000***
[C] $\gamma_j = 0,25$ mg/ml	2	1747,72	873,86	294,01	0,000***
[C] $\gamma_j = 0,5$ mg/ml	2	2210,1	1105,0	268,79	0,000***

SV : sources de variation.

ddl : degrés de liberté.

SCE : somme des carrés des écarts.

CM : carré moyen.

F_{obs} : valeurs observées de F de Fisher.

P : probabilité pour mettre en évidence des différences significatives.

$P > \alpha = 0,05$: (NS) différences non significatives.

$P \leq \alpha = 0,05$: (*) différences significatives.

$P \leq \alpha = 0,01$: (**) différences hautement significatives.

$P \leq \alpha = 0,001$: (***) différences très hautement significatives.

Tableau №17 : Groupes de diamètres de croissance des champignons *Fusarium sp*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum* par rapport à chaque concentration d'oxytétracycline.

Test Tukey				
variables	Moyennes des diamètres			Nombre des groupes
[C] _{7j} = 0,0 mg/ml	2 <u>67,2</u>	3 <u>78,8</u>	1 <u>80,0</u>	02
[C] _{7j} = 0,1mg/ml	2 <u>60,3</u>	3 <u>77,7</u>	1 <u>80,0</u>	02
[C] _{7j} = 0,25mg/ml	2 <u>47,2</u>	3 <u>71,7</u>	1 <u>80,0</u>	03
[C] _{7j} = 0,5mg/ml	2 <u>43,3</u>	3 <u>71,5</u>	1 <u>80,0</u>	03

1 : Groupe correspondant à *Fusarium sp*.

2: Groupe correspondant à *Septoria nodorum*.

3: Groupe correspondant à *Pyrenophora tritici*.

Conclusion

CONCLUSION

Dans la farine obtenue de la graine de la châtaigne d'eau *Trapa natans L.* se développant au niveau du lac Oubeira d'El-kala, le taux de protéines totales est $6,97 \pm 0,2$ %. L'amidon est le composé le plus important. Il a une proportion de $59,33 \pm 0,6$ % dont 70 % et 30 % sont de l'amylose et de l'amylopectine. Les sucres totaux et réducteurs sont de $5,32 \pm 0,6$ % et $1,23 \pm 0,3$ % respectivement. Les lipides constituent $3,15 \pm 0,05$ %. Les vitamines C, E et A représentent consécutivement $4,56 \pm 0,5$ mg/100g, $0,26 \pm 0,04$ mg/100g et $3,66 \pm 0,4$ U.I /g. Les cendres sont considérables. Elles sont évaluées à $2,93 \pm 0,06$ %. Les quantités de fer, zinc, cuivre, manganèse, chrome et cadmium sont consécutivement 31.05ppm, 21.85ppm, 6.18 ppm, 7.86 ppm, 4.04 ppm et 0.14 ppm. Le fer et le zinc sont les principaux éléments minéraux. Les différents types d'acides gras identifiés après l'hydrolyse de la matière grasse extraite sont l'acides myristique (C14: 0), l'acide palmitique (C16:0), l'acide stéarique (C18:0), l'acide arachidique (C20 :0), l'acide palmitoléique (C16:1), l'acide oléique (C18:1), l'acide élaidique (C18:1 trans 9), l'acide linoléique (C18:2), l'acide octadécatriénoïque (C18:3), l'acide dihomogamma-linolénique (C20:3), l'acide undécanoïque (C11:0), l'acide tridecanoïque (C13:0), l'acide pentadécanoïque (C15:0), l'acide margarique (C17:0) et l'acide tricosanoïque (C23:0). La gélose nutritive préparée est de bonne qualité. Sa stérilité et sa transparence parfaite permet de tout déceler. En absence d'oxytétracycline, les souches bactériennes et fongiques se développent. En présence de l'antibiotique à 0,25 mg/ml et 0,5 mg/ml les bactéries Gram+ et Gram- sont totalement inhibées alors que les champignons évoluent. L'isolement de *Fusarium sp.*, *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum* est possible. Ces mycètes se caractérisent par des vitesses de croissances mycéliennes rapides. L'analyse statistique révèle l'existence d'une différence très hautement significative ($P \leq 0,001$) entre les effets des concentrations du bactéricide sur le déploiement de *Pyrenophora tritici* et *Septoria nodorum*. Il y a aucune influence de l'antibactérien à 0,1 mg/ml, 0,25mg/ml et 0,5 mg/ml sur la croissance de *Fusarium sp.*

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques:

A

Armstrong, W., Bra'ndle, R., Jackson, M.B.: Mechanisms of flood tolerance in plants. *Acta Bot. Neerl.* **1994**, 43: 307–358.

Armstrong, W., 1978. Root aeration in the wetland condition. In: Hook, D.D., Crawford, R.M.M. (Eds.), *Plant Life in Anaerobic Environments*. Ann Arbor Science Publishers Inc, Ann Arbor.

Alais, C., et al (2003). Glycannes .In : Biochimie alimentaire, Edition DUNOD (5^{ème} édition de l'abrégé), Paris, pp.34-38.

Ammendola S, Lembo A, Battistoni A, Tagliatesta P, Ghisalberti C, Desideri A 10-undecanhydroxamic acid, a hydroxamate derivative of the undecanoic acid, has strong antimicrobial activity through a mechanism that limits iron availability. *FEMS Microbiol Let,t.* **2009**, 294:61–67;

Anjaria, J., Parabia, M., Dwivedi, S.: Ethnoveterinary Heritage Indian Ethnoveterinary Medicine - an Overview. Ahmedabad, India, *Pathik Enterprise*, **2002**, 223;

Agrahari, A. K., Khaliqzama, M., Panda, S. K.: Evaluation of analgesic activity of methanolic extract of *Trapa natans* L.var. *Bispinosa roxb.* Roots. *Journal of Current Pharmaceutical Research*, **2010**, 01: 1-8;

AFNOR. A.E.C 619/1978. Dosage direct de la vitamine A dans les premix et condiments minéraux vitamines.

A.O.A.C. Official methods of analysis (4th edition). *Association of official analysis chemists*, .washington. **1984**, 152-164;

Akash Jain, Bhatiwala Shalabh, Chaudhary Jasmine.: *Trapa natans* (water chestnut): an overview. *International Research Journal of Pharmacy* **2012**, 3 (6), 31-33;

Références bibliographiques

Adil Gani, Sham Sul Haq, Masoodi, F.A., Broadway, A.A., Asir Gani.: Physico-chemical, Morphological and Pasting Properties of Starches Extracted from Water Chestnuts (*Trapa natans*) from Three Lakes of Kashmir, India. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. **2010**, 53, (3): 731-740;

B

Bode L , C. Beermann, M. Mank, G. Kohn, and G. Boehm,:“Human and bovine milk gangliosides differ in their fatty acid composition,” *Journal of Nutrition*, **2004**, 134, (11): 3016–3020;

Benyacoub S et Chabbi Y. Diagnose écologique de l'avifaune du Parc National d'El Kala, composition - statut - répartition. Synthèse, Revue des sciences et technologie. Publication de l'Université d'Annaba (Algérie). **2000**, 7, : 98.

Benyacoub, S. : Écologie de l'avifaune forestière nicheuse de la région d'El Kala (Nord-Est algérien). Thèse de doctorat, Université de Dijon, **1993**, 285 p.

Best, M.D., Mantai, K.: Growth of *Myriophyllum*: sediment or lake water as the source of nitrogen and phosphorus. *Ecology*, **1978**, 59: 1075–1080;

Barko, J.W., James,W.F., 1997. Effects of submerged aquatic macrophytes on nutrient dynamics, sedimentation and resuspension. In: Jeppesen, E., Søndergaard, M., Søndergaard, M., Christoffersen, K. (Eds.), *The Structuring Role of Submerged Macrophytes in Lakes*. Springer, NewYork, pp. 197–214.

Bowler C, van Camp W, van Montagu M, Inze D (1994) Superoxide dismutase in plants. *Crit Rev Plant Sci* 13: 199–218.

Büchel C, Barber J, Ananyev G, Eshaghi S, Watt R, Dismukes C,: Photoassembly of the manganese cluster and oxygen evolution from monomeric and dimeric CP47-reaction center photosystem II complexes. *Proc Natl Acad Sci USA*,**1999**, 96: 14288–14293;

Bouquet A. : Plantes Médicinales du Congo Brazzaville. Ed: O.R.S.T.O.M. **1972**.

Baldisserotto C, Ferroni L, Medici V, Pagnoni A, Pellizzari M, Fasulo MP, Fagioli F, Bonora A, Pancaldi S,: Specific intra-tissue responses to manganese in the floating lamina of *Trapa natans* L. *Plant Biol*, **2004**, 6: 578–589;

Bhattacharya, S.: Are we in the polyphenols era? *Phcog. Res*. **2011**, 3: 147.

Références bibliographiques

Babu M, Dwivedi DH, Lata R, Yogita, Ram RB,: Evaluation of mineral value in water chestnut fruit (*Trapa natans* var. *bispinosa* Roxb.) collected from Central Uttar Pradesh, India. *Plant Arch*, **2011**, 11(1):105–106;

C

Cattaneo, A., Galanti, G., Gentinetta, S., Romo, S.,: Epiphytic algae and macroinvertebrates on submerged and floating-leaved macrophytes in an Italian lake. *Fresh wat. Biol.* **1998**, 39:725–740;

Caraco, N.F., Cole, J.J., : Contrasting impacts of a native and alien macrophyte on dissolved oxygen in a large river. *Ecol. Appl.* **2002**, 12: 1469– 1509;

Crawford, R.M.M.,: Oxygen availability as an ecological limit to plant distribution. *Adv. Ecol. Res.* **1992**, 23, 93–185;

Cook CDK.,: Aquatic plant book. *SPB Academic Publishing*, Hague. **1990**.

Cholon, C., Leroy, D., Thome, J-P., Goffart, A., Bastin, B., et BRAHY, V., Les micropolluants dans l' eau. EAU 4. **2006**. pdf (<http://environnement.wallonie.be>)

CASAS, Stellio. 2005. Modélisation de la bioaccumulation de métaux traces (Hg, Cd, Pb, Cu et Zn) chez la moule, *mytilus galloprovincialis*, en milieu méditerranéen. Thèse de doctorat : Océanologie biologique, Environnement marin. p.314.

C.E n° 796/2002. Caractéristiques des huiles d'olive et des huiles de grignons d'olive. Susan Southon, Jennifer Gee, M., Johnson, I.T.: Hexose transport and mucosal morphology in the small intestine of the zinc-deficient rat. *British Journal of Nutrition*, **1984**, 52, 371-380 ;

Couderc Jean-Mary ; la châtaigne d'eau (*trapa natans* l.) *Mémoires de l'Académie des Sciences, Arts et Belles-Lettres de Touraine*, tome 23, **2010**, 153-169;

D

Dacey, J.H.W., Internal winds in water lilies: an adaptation for life in anaerobic sediments. *Science*, **1980**, 210, 1017–1019.

Dagnelie P., Statistique théorique et appliquée. 2eme Edition, Volume 2. *De Boeck et Larcier*, **2009**, 734 p.

Références bibliographiques

De Silva, S. S., & Anderson, T. A. : Fish nutrition in aquaculture. London: Chapman & Hall/Thomson Science. **1995**.

De Belair , : Structure, fonctionnement et perspectives de gestion de quatre écosystèmes lacustres et marécageux (El Kala, Est algérien). Thèse Doct, VSTL ; Montpellier; **1990**, 326 p.

E

Edwards, P., Kamal, M., & Wee, K. L.: Incorporation of composted and dried water hyacinth in pelleted feed for the tilapia *Oreochromis niloticus* (Peters). *Aquaculture and Fisheries Management*, 1985, **16**, 233–248;

F

Frodge, J.D., Thamas, G.L., Pauley, G.B., Effects of canopy formation by floating and submergent aquatic macrophytes on the water quality of two shallow Pacific Northwest lakes. *Aquat. Bot.* 1990, **38**, 231–248;

Foy CD,: Plant adaptation to acid, aluminium-toxic soils. *Commun Soil Sci Plant Anal* 1988, **19**, 959–987;

Foy CD, Chaney RL, White MC,: The physiology of metal toxicity in plants. *Annu Rev Plant Physiol* **1978**, **29**, 511–566.

Fukushima T, Takeda Y, Ozaki N,: Relationship between water quality and floating-leaved plant coverage in irrigation ponds. *J Jpn Soc Water Environ* **2000**, **23**, 721–725;

Feldman RS,: Taxonomic and size structures of phytophilous macroinvertebrate communities in Vallisneria and Trapa beds of the Hudson River, New York. *Hydrobiologia*, **2001**, **452**, 233–245;

Références bibliographiques

Ferroni L, Baldisserotto C, Fasulo MP, Pagnoni A, Pancaldi S, :Adaptive modifications of the photosynthetic apparatus in *Euglena gracilis* Klebs exposed to manganese excess. *Protoplasma*, 2004, **224**: 167–177;

Fox, J.D., Robyt, J.F.: Miniaturization of three carbohydrate analyses using a microsample plate reader. *Analytical Biochemistry*. 1991, **195**, 93-96.

G

Gross EM, Hilt S, Lombardo P, Mulderij G,: Searching for allelopathic effects of submerged macrophytes on phytoplankton-state of the art and open questions. *Hydrobiologia*, 2007, **584**,77–88;

Gopal B, Goel U,: Competition and allelopathy in aquatic plant communities. *Bot Rev*, 1993, **59**, 155–210;

Gross EM,: Allelopathy of aquatic autotrophs. *Crit Rev Plant Sci*, 2003, **22**:313–339.

Gagan Deep Singh, Sukhcharn Siingh, Navdeep Jindal, Amrinder S. Bawa and Dharmesh C. Saxena,: Physico-chemical characteristics and sensory quality of Singhara (*Trapa natans* L.): An Indian water chestnut under commercial and industrial storage conditions. *Afr. J. Food Sci*, 2010, **4** (11): 693 – 702;

Goodwin K, Caraco NF, Cole J,: Temporal dynamics of dissolved oxygen in a floating-leaved macrophyte bed. *Fresh wat Biol*, 2008, **53**:1632–1641.

Gunnar, F. Nodberg. Bruce, A. Nodberf F, W. Friberg L. 2007. *Handbook: on the toxicologie of metals*. 3^{ème} edition. Academic Press, 25 juin 2007. 1024 p. ISBN: 978-0123694133.

Gholam Reza Hoseinizadeh., et al.: Heavy Metals Phytoremediation Management via Organs ofAquatic Plants of Anzali International Lagoon (Iran). *World Applied Sciences Journal*, 2011, **14** (5): 711-715;

Groth, A.G., Lovett-Doust, L., Lovett-Doust, J.: Population density and module demography in *Trapa natans* (Trapaceae), an annual, clonal aquatic macrophyte, *American Journal of Botany*,1996, **83**: 1406-1415;

Références bibliographiques

Gagan Deep Singh, Sukhcharn Siingh, Navdeep Jindal, Amrinder Bawa, S., Dharmesh Saxena, C.: Physico-chemical characteristics and sensory quality of Singhara (*Trapa natans* L.): An Indian water chestnut under commercial and industrial storage conditions. *African Journal of Food Science*, **2010**, 4 (11), 693 – 702;

Gerard Tortora, J., Berdell Funke, R., Christine Case, L.: introduction à la microbiologie : la croissance microbienne, Saint-Laurent (Québec) : Éd. du Renouveau pédagogique , DL 2003, cop. **2003**, 183-185 ;

H

Howard-Williams, C., Allanson, B.R.: Phosphorus cycling in a dense *Potamogeton pectinatus* L. bed. *Oecologia* **1981**, 49: 56–66.

Hall JL,: Cellular mechanisms for heavy metal detoxification and tolerance. *J Exp Bot*, **2002**, 53: 1–11;

Hughes NP, Williams RJP,: An introduction to manganese biological chemistry. In: Graham RD, Hannam RJ, Uren NC (eds) Manganese in soils and plants. Kluwer Academic, Dordrecht, **1988**, 7–19 p.

Hilt S, Gross EM,: Can allelopathically active submerged macrophytes stabilise clear-water states in shallow lakes? *Basic Appl Ecol*, **2008**, 9, 422–432;

Hogetsu K, Okanishi R, Sugawara H,: Studies on the antagonistic relationship between phytoplankton and rooted aquatic plants. *Jpn J Limnol*, **1960**, 21, 124–130 (in Japanese)

Hummel M, Kiviat E,: Review of world literature on water chestnut with implications for management in North America. *J Aquat Plant Manage*, **2004**, 42, 17–28;

Hizukuri S, Takeda Y, Shitaozono T, Abe J, Ohtakara A, Takeda C, Suzuki A,: Structure and properties of water chestnut (*Trapa natans* L. var. *bispinosa* Makino) starch. *Starch – Stärke*, **1988**, 40, 165–171 ;

I

ISO 659/1998. Graines oléagineuses détermination de la teneur en huile. International organisation for standardisation (ISO) Genève.

J

Jérôme Perry,J., James Staley,T., Stephen Lory: Microbiologie: *Culture des microorganisms*, Dunod, paris, **2004**, 114-115;

Joseph-Pierre Guiraud : microbiologie alimentaire : *milieux et techniques générales de culture*, Dunod, paris, **2003**, 178-180;

Jarvis, C.E., Walker, J.R.L.: Simultaneous, rapid, spectrophotometric determination of total starch, amylose and amylopectin. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, **1993**, 63, 53-57;

K

Kadid Y , : Contribution à l'étude de la végétation aquatique du lac Tonga. Mémoire d'Ingéniorat d'Etat en Agronomie INA, Alger. **1989**, 3p.

Kunii, H., Aramaki, M. : Annual net production and life span of floating leaves in *Nymphaea tetragona* Georgi: a comparison with other floating-leaved macrophytes. *Hydrobiologia*, **1992**, 242, 185–193;

Kornijo w R, Strayer DL, Caraco NF,: Macroinvertebrate communities of hypoxic habitats created by an invasive plant (*Trapa natans*) in the freshwater tidal Hudson River. *Fundam Appl Limnol*, **2010**, 176:199–207;

Khare, C.P.: Indian Medicinal Plants, an Illustrated Dictionary. Berlin, Heidelberg: *Springer*, **2007**,667;

L

Lidon FC, Henriques FS,: Effect of excess copper on photosynthetic pigments in rice plants. *Bot Bull Acad Sin*, **1992**, **33**, 141–149;

Lidon FC, Teixeira MG,: Rice tolerance to excess Mn: implications in the chloroplast lamellae and synthesis of a novel Mn protein. *Plant Physiol Biochem*, **2000a**, **38**, 969–978;

Lidon FC, Teixeira MG,: Oxy radicals production and control in the chloroplast of Mn-treated rice. *Plant Sci*, **2000b**, **152**: 7–15;

Lidon FC, Barreiro MG, Ramalho C,: Manganese accumulation in rice: implications for photosynthetic functioning. *J Plant Physiol*, **2004**, **161**: 1235–1244;

Lucassen ECHET, Smolders AJP, Roelofs JGM,: Increased groundwater levels cause iron toxicity in *Glyceria fluitans* (L.). *Aquat Bot*, **2000**, **66**: 321–327;

Lavid N, Barkay Z, Tel-Or E,: Accumulation of heavy metals in epidermal glands of the waterlily (Nymphaeaceae). *Planta*, **2001a**, **212**: 313–322;

Lavid N, Schwartz A, Yarden O, Tel-Or E,: The involvement of polyphenols and peroxidase activities in heavy-metal accumulation by epidermal glands of the waterlily (Nymphaeaceae). *Planta*, **2001c**, **212**: 323–331;

Liu Weifeng, Jian Zhang, Chenglu Zhang, Yifu Wang, Ye Li,: Adsorptive removal of Cr (VI) by Fe-modified activated carbon prepared from *Trapa natans* husk. *Chemical Engineering Journal*, **2010**, **162**: 677–684.

Leung WTW, Butrum RR, Huang Chang F, Narayana Rao M, Polacchi W,: Food composition table for use in East Asia. FAO, Rome, **1972**, 347 pp.

Lévêque, E., et al. : Composition chimique, synthèse et structure de l'amidon., Les différents enzyme impliquées dans la dégradation de l'amidon., Les produits de dégradations de l'amidon. In : L'amidon et ses dérivés : applications industrielles, Edition BIOCAMPUS, Paris, 2000, pp.6, 18-24, 44-50.

L.N.P.V : Toutes céréales, détection et identification des espèces de *Fusarium* spp. Et microdochium nivale sur grains de céréales par isolement mycologique semi sélectif et étude microbiologique. Réf. MH-03.16 : version B. le 07/03/2008.

Références bibliographiques

Lee, B.Y., Hwang, J.B.: Some component analysis for Chinese water chestnut processing. *Korean Journal of Food Science and Technology*. **1998**, 30: (3): 717-720;

Lansing Prescott, M., John Harley, P., Donald Klein, Joanne Willey, M., Linda Sherwood, M., Christopher Woolverton, J.: Microbiologie: *La nutrition, la croissance et le Contrôle des microorganismes*, 3^{ème} édition, De Boeck, Bruxelles, **2010**, 101- 164 ;

Lambin, S., German, A.: Précis de microbiologie .Tome 1, Ed. Masson et Cie, Paris, **1969**, 62 ; <http://www.youscribe.com/catalogue/ressources-pedagogiques/education/cours/plan-du-cours-1392633>, les milieux de cultures, élément de bioprocédé accessed octobre 06 2015

M

Macfie SM, Taylor GJ.: The effects of excess manganese on photosynthetic rate and concentration of chlorophyll in *Triticum aestivum* grown in solution culture. *Physiol Plant*, **1992**, 85,467–475;

Maljuga DP.: Chemical composition of soils and plants as indicators of prospecting for metals. *Izv Akad Nauk SSSR, Ser Geogr Geofiz*, **1947**, 11, 135–138.

Mellouk H. : Extraction des volatils à partir du bois par détente instantanée contrôlée (DIC): Valorisation industrielle des extraits et des résidus solides. Thèse de Ph.D., Université de la Rochelle, La Rochelle. **2007**, 152 p.

Malviya N, Jain S, Jain A, Jain S, Gurjar R.: Evaluation of in vitro antioxidant potential of aqueous extract of *Trapa natans* L. fruits. *Acta Pol Pharm*, **2010**, 67(4):391–396;

Mandal SM, Migliolo L, Franco OL, Ghosh AK (2011) Identification of an antifungal peptide from *Trapa natans* fruits with inhibitory effects on *Candida tropicalis* bio film formation. *Peptides* 32(8):1741–1747.

Mukherjee, A.K., Kalita, P., Unni, B.G., Wann, S.B., Saikia, D., Mukhopadhyay, P.K.: Fatty acid composition of four potential aquatic weeds and their possible use as fish-feed neutraceuticals. *Food Chemistry*, **2010**, 123, 1252–1254;

Miller, G. L.: Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical Chemistry*. **1958**, 31, 426-428.

Références bibliographiques

Minitab (X, 2006). Introduction à minitab, version 16, pour Windows.

N

Nieder WC, Barnaba E, Findlay SEG, Hoskins S, Holochuck N, Blair EA (2004) Distribution and abundance of submerged aquatic vegetation and *Trapa natans* in the Hudson River Estuary. *J Coast Res* 45:150–161.

Nestel, P. Davidsson, L. : Anémie carence en fer et anémie ferriprive. *International Nutritional Anemia Consultative Group (INACG)* Etat Unis d'Amérique. **2003.**

O

OUELMOUHOUB S. : Gestion multi-usage et conservation du patrimoine forestier : cas des subéraies du parc national d'El Kala (Algérie). Thèse Master of Science CIHEAMIAMM n°78, Institut Agronomique Méditerranéen de Montpellier, **2005**, 129 p.

Ollivier, D., Artaud, J., Pinatel, C., Durbec, J.P., Guevere, M.: Differentiation of French virgin oliveoil RDOs by sensory characteristics, fatty acide and triacylglycerol compositions and chemometrics. *Food Chemistry*.**2006**, 97:382-393;

P

Peres, N.T.A., Cursino-Santos, J.R., Rossi, A., Martinez-Rossi, N.M.: In vitro susceptibility to antimycotic drug undecanoic acid, a medium-chain fatty acid, is nutrient-dependent in the dermatophyte *Trichophyton rubrum*, *World Journal of Microbiology and Biotechnology's*. **2011**, 27, 1719-1723.

Pelmont, J. : Amidon. In : Glossaire de biochimie environnementale, Edition EDP Sciences, France. **2008.**

Patra, B. C., & Ray, A. K. : A preliminary study on the utilization of the aquatic weed *Hydrilla Verticillata* (L.f.) Rayle as feed by the carp, *Labeo rohita* (Hamilton): growth and certain biochemical composition of flesh. *Indian Biology*, XX(I), **1988**, 44–50.

Références bibliographiques

Pittman JK.: Managing the manganese: molecular mechanisms of manganese transport and homeostasis. *New Phytol*, **2005**, 167: 733–742.

Pilardeau P. : Biochimie et nutrition des activités physiques et sportives. **1995**, Tome 2, Masson, Paris.

Page CP., Cheymol G., Duteil J. Sutter M. : Pharmacologie intégrée. 1^{ère} édition, Boeck Université, Paris. **1999**.

Pepsi A., Ben C.P. and Jeeva S.: Phytochemical Analysis of Four Traditionally Important Aquatic Species. *I. Res. J. Biological Sci.*, **2012**, Vol. 1(5), 66-69;

Prashanto K. Das, Sanjib Bhattacharya, J.N. Pandey and Moulisha Biswas, Antidiabetic Activity of *Trapa natans* Fruit Peel Extract Against Streptozotocin Induced Diabetic Rats. *Global J. Pharmacol.*, **2011**, 5 (3): 186-190 ;

Pichard, A. : Fiche de données toxicologiques et environnementales des substances chimiques, cuivre et ses dérivés. INERIS.11 avril 2003. [Page consultée le 06/05/2011]. **2003**. 66p. le document est disponible sur internet : www.ineris.fr/substances/fr/substance/getDocument/2751.

Panda, S.K., Khaliqzama, K., Agrahari, A.K.: Evaluation of psychopharmacological activity of methanolic extract of *Trapa natans* L. var. *Bispinosa* Roxb. Roots. *advances in pharmacology and toxicology.*, **2010**, 11: 71-76;

Prashanto Das, K., Sanjib Bhattacharya Pandey, J.N., Moulisha, Biswas.: Antidiabetic Activity of *Trapa natans* Fruit Peel Extract Against Streptozotocin Induced Diabetic Rats. *Global Journal of Pharmacology.*, **2011**, 5(3): 186-190;

Patel, A.S., Patel, N.C., Shah, M.H., Shah, V.N.: Evaluation of anti inflammatory activity of fruits of *Trapa natans* linn. *International journal of pharmaceutical research and development (IJPRD)*, **2011**, 3 (6): 97-102;

Parekh, J., Chanda, S.: In vitro antimicrobial activity of *Trapa natans* L. fruit rind extracted in different solvents. *African Journal of Biotechnology* **2007**, 6(6): 766-770;

Parekh, J., Chanda, S.: In vitro antifungal activity of methanol extracts of some Indian medicinal plants against pathogenic yeast and moulds. *African Journal of Biotechnology*, **2008**, 7: 4349-4353;

Références bibliographiques

Pallabi Kalita, Pratap Mukhopadhyay, K., Ashis Mukherjee, K.: Evaluation of the nutritional quality of four unexplored aquatic weeds from northeast India for the formulation of cost-effective fish feeds. *Food Chemistry*, **2007**, 103, 204–209;

Puste, AM.: Agronomic Management of Wetland Crops. *Kalyani Publishers. Ludhiana india* during **2004**;

R

Ray, A. K., & Das, I.: Evaluation of dried aquatic weed, Pistia stratiotes meal as a feedstuff in pelleted feed for rohu, Labeo rohita fingerlings. *Journal of Applied Aquaculture*, **1995**, 5, 35–44;

Rai UN, Sinha S.: Distribution of metals in aquatic edible plants: *Trapa natans* (Roxb.) Makino and *Ipomoea aquatica* Forsk. *Environ Monit Assess*, **2001**, 70, 214–252;

Ruggiero A, Solimini AG, Carchini G.: Nutrient and chlorophyll a temporal patterns in eutrophic mountain ponds with contrasting macrophyte coverage. *Hydrobiologia*, **2003**, 506–509:657–663.

Rao KNV, Sudha P, Vinod KR, Banji D.: Evaluation of *Trapa natans* starch as an excipient in tablet formulation. *Res J Pharm Biol Chem Sci*, **2011**, 2(1):173–178 ;

Rougereau, A. : Technique d'analyse et de contrôle de la qualité dans l'industrie agro-alimentaire. TEC & DOC ; Lavoisier éd. **1981**. 5, 246-247 ;

S

Sahli M. Boutebba A. et Tahar A. : contribution to determining the biochemical composition of the water chestnut *trapa natans* L. lake Oubeira El-Kala and development of nutrient agar, *Scientific Study & Research Chemistry & Chemical Engineering, Biotechnology, Food Industry*, **2015**, 16 (3), pp. 269 – 283;

Sculthorpe, C.D., The Biology of Aquatic Vascular Plants. Edward Arnold, London. **1967**.

Scheffer, M., Szabo, S., Graganani, A., van Nes, E.H., Rinaldi, S., Kautsky, N., Noeberg, J., Roijackers, R.M.M., Franken, R.J.M.: Floating plant dominance as a stable state. *Proc. Natl. Acad. Sci.* **2003**, 100, 4040–4045;

Références bibliographiques

Smart, M.M.: Annual changes of nitrogen and phosphorus in two aquatic macrophytes (*Nymphaea tuberosa* and *Ceratophyllum demersum*). *Hydrobiologia*, **1980**, **70**, 31–35;

Solfo R.R., 1973. Etude d'une Plante Médicinale Malgache *Buxus madagascariensis* Bail et ses variétés. Ed : O.R.S.T.O.M.

Saraf, S., M.S. Ashawat and S. Saraf,: Flavonoids: a nutritional protection against oxidative and UV induced cellular damages. *Phcog. Rev.*, **2007**, **1**: 30-40;

Scheffer M, Hosper SH, Meijer M-L, Moss B, Jeppesen E,: Alternative equilibria in shallow lakes. *Trends Ecol Evol*, **1993**, **8**:275–279;

Scheffer M, Van Nes EH,: (Shallow lake theory revised: various alternative regimes driven by climate, nutrients, depth and lake size. *Hydrobiologia*, **2007**, **584**:455–466;

Singh AV, Kumar R, Singh A. Evaluation of physicochemical character of *Trapa bispinosa* Roxb. starch as pharmaceutical excipient. *e-JST*, 2011a, **6**: 73-81;

Singh AV, Singh A, Nath LK, Pani NR.:Evaluation of *Trapa bispinosa* Roxb. starch as pharmaceutical binder in solid dosage form. *Asian Pac. J. Trop. Biomed.* **2011b**, S86-S89

Shirataki Y, Toda S,: Antioxidative effects of dibenzo- α -pyrones in fruits of *Trapa natans* on lipid peroxidation. *Nat Med*, **2001**, **55**(5):247–250;

Santandrea G, Pandolfi T, Bennici A,: A physiological characterization of Mn-tolerant tobacco plants selected by in vitro culture. *Plant Sci*, **2000**, **150**: 163–170;

Scheffer, M., Ecology of Shallow Lakes. Chapman & Hall, London. **1998**.

Skeaff Murray, C., Leanne Hodson, Joanne McKenzie, E.: Dietary-Induced Changes in Fatty Acid Composition of Human Plasma, Platelet, and Erythrocyte Lipids Follow a Similar Time Course, *The Journal of Nutrition*, **2006**,**136**, 565-569;

Shantha, N.C., Ackman, R.G.: Nervonic acid versus tricosanoic acid as internal standards in quantitative gas chromatographic analyses of fish oil longer-chain n-3 polyunsaturated fatty acid methyl esters, *Journal of Chromatography*, **1990**,**533**, 1-10;

Skeaff Murray, C., Leanne Hodson, Joanne McKenzie, E.: Dietary-Induced Changes in Fatty Acid Composition of Human Plasma, Platelet, and Erythrocyte Lipids Follow a Similar Time Course, *The Journal of Nutrition*, **2006**,**136**, 565-569;

Références bibliographiques

Southon, S., Gee, J.M., Johnson, I.T.: Hexose transport and mucosal morphology in the small intestine of the zinc-deficient rat, *British Journal of Nutrition*, **1984**, 52: 371-380;

Sadasivam, S., Manickam, A.: Biochemical methods. 2nd edition, New Delhi: New Age International (P) Limited, Publishers. **1996**, 184-186;

Singleton, P., John Wiley : Bactériologie : *pour la médecine, la biologie et les biotechnologies*, cours, 6^e édition, éditions Dunod, **2005**, 418 ;

Saraf, S., Ashawat, M.S., Saraf, S.: Flavonoids, a nutritional protection against oxidative and UV induced cellular damages. *Pharmacognosy. Reviews.*, **2007**, 1: 30-40;

T

Takamura N, Kadono Y, Fukushima M, Nakagawa M, Kim B-HO.: Effects of aquatic macrophytes on water quality and phytoplankton communities in shallow lakes. *Ecol Res*, **2003**, 18:381–39;

Tall L, Caraco N, Maranger R.: Denitrification hot spots: dominant role of invasive macrophyte *Trapa natans* in removing nitrogen from a tidal river. *Ecol Appl*, **2011**, 21:3104–3114;

Twilley, R.R., Blanton, L.R., Brinson, M.M., Davis, G.J.: Biomass production and nutrient cycling in aquatic macrophyte communities of the Chowan River, North Carolina. *Aquat. Bot.*, **1985**, 22, 231–252;

Takano, A., Kadono Y.: Allozyme variations and classification of *Trapa* (Trapaceae) in Japan, *Aquatic Botany*, **2005**, 83 (2), 108-118;

V

Visser, E.J.W., Nabben, R.H.M., Bloom, C.W.P.M., Voosenek, L.A.C.J., 1997. Elongation by primary lateral roots and adventitious roots during condition of hypoxia and high ethylene concentrations. *Plant Cell Environ.* 20, 647–653.

Références bibliographiques

Van Donk E, Van de Bund WJ,: Impact of submerged macrophytes including charophytes on phyto- and zooplankton communities: allelopathy versus other mechanisms. *Aquat Bot*, **2002**, **72**: 261–274;

Vlaeminck, B., Fievez, V., Van Laar, H., Demeyer, D.: Rumen odd and branched chain fatty acids in relation to in vitro rumen volatile fatty acid productions and dietary characteristics of incubated substrates, *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, **2004**, **88**, 401-411;

W

Whiting, G., Chanton, J.,: Control of the diurnal pattern of methane emission from emergent aquatic macrophytes by gas transport mechanisms. *Aquat. Bot.* **1996**, **54**, 237–253;

Wee, K. L., & Wang, S. S.: Nutritive value of *Leucaena* leaf meal in pelleted feed for Nile Tilapia. *Aquaculture*, **1987**, **62**, 97–108.

Walworth JL, Sumner ME,: Foliar diagnosis. A review. *Adv Plant Nutr*, **1988**, **3**: 193–241;

Wilkinson RE, Ohki K,: Influence of manganese deficiency and toxicity on isoprenoid synthesis. *Plant Physiol*, **1988**, **87**: 841–846;

Wissemeyer AH, Horst WJ,: Effect of light intensity on manganese toxicity symptoms and callose formation in cowpea (*Vigna unguiculata*). *Plant Soil*, **1992**, **143**: 299–309;

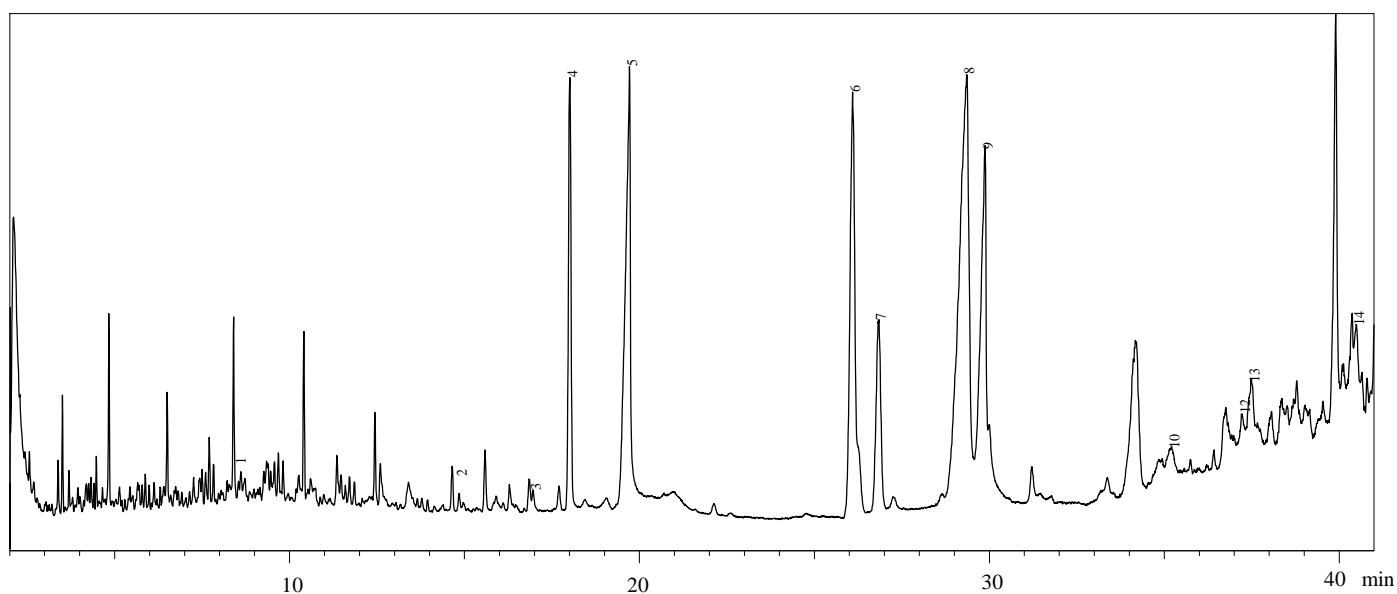
W. O'Neill, S. McKee, and A. Clarke,: “Flaxseed (*Linum usitatissimum*) supplementation associated with reduced skin test lesional area in horses with *Culicoides* hypersensitivity” *Can J Vet Res.*, **2002**, **66** (4): 272–277;

Y

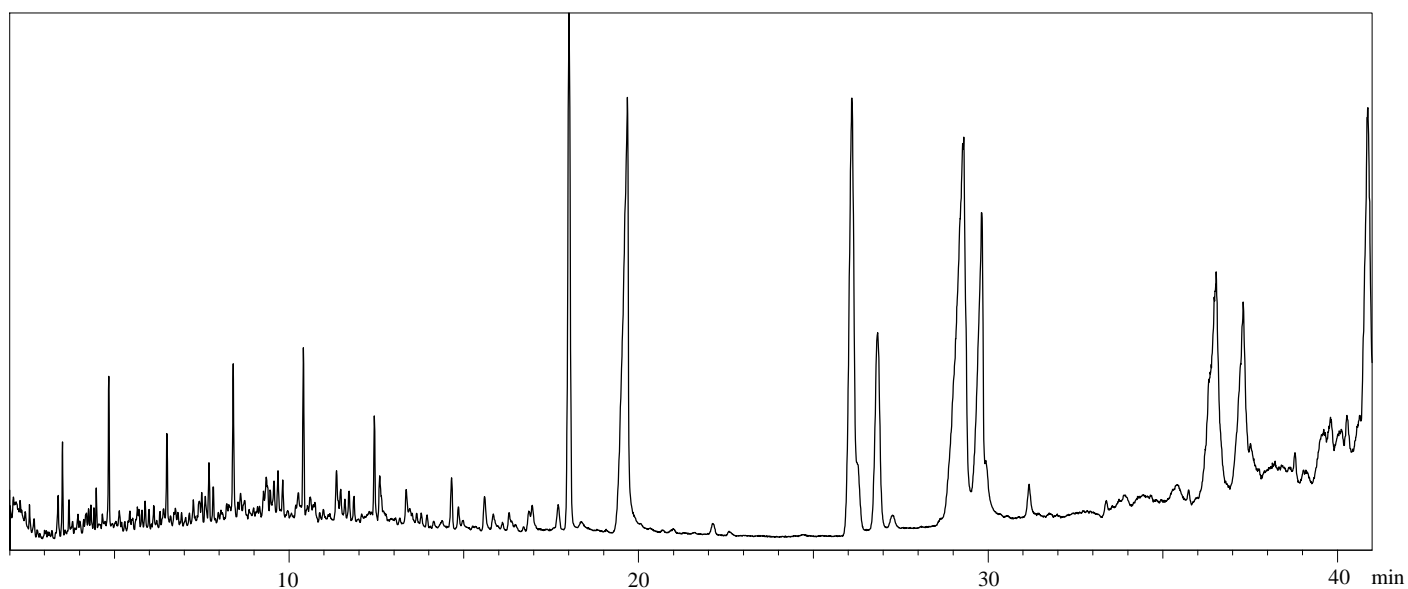
Yang, C.C., Chang, S.M., Sung, S.C., Lii, C.Y.: Studies on the starches in Taiwan 2. Taro, water chestnut (*Trapa*) and Job's tears. *Food Science*, (Taiwan), **1978**, **5**, 73–87;

Annexes

Spectres de masses obtenus à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau



FigureN°1. Spectre de masse obtenue à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau (Injection N° 1).



FigureN°2. Spectre de masse obtenue à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau (Injection N°2).

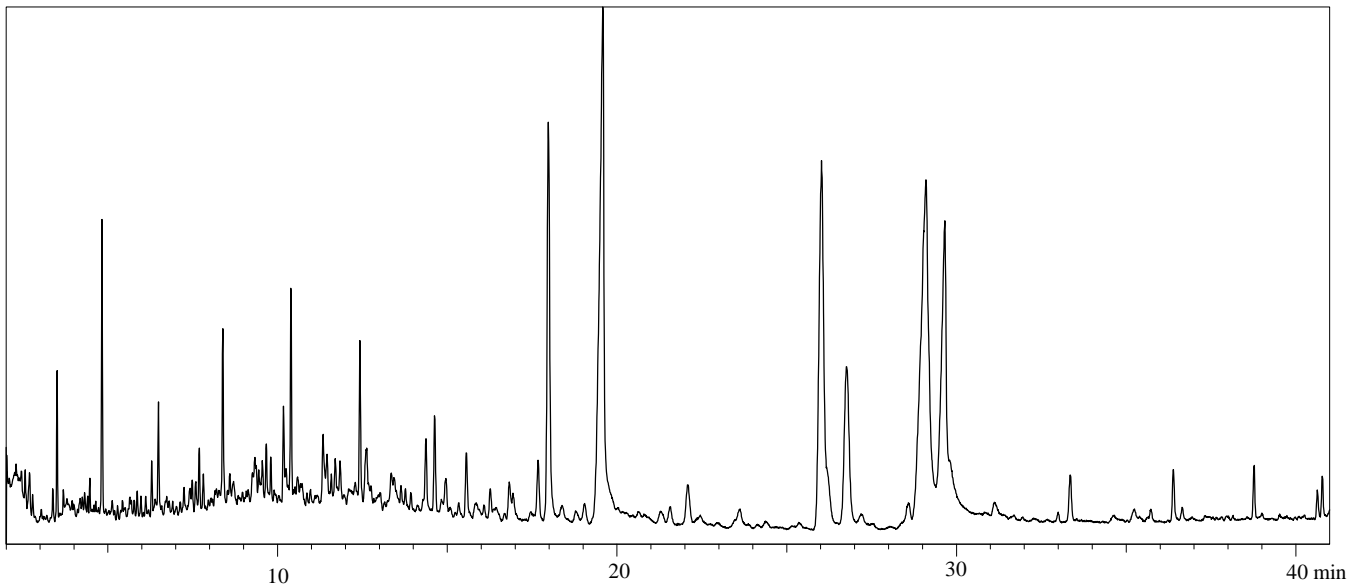


Figure N° 3. Spectre de masse obtenue à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau (Injection N° 3).

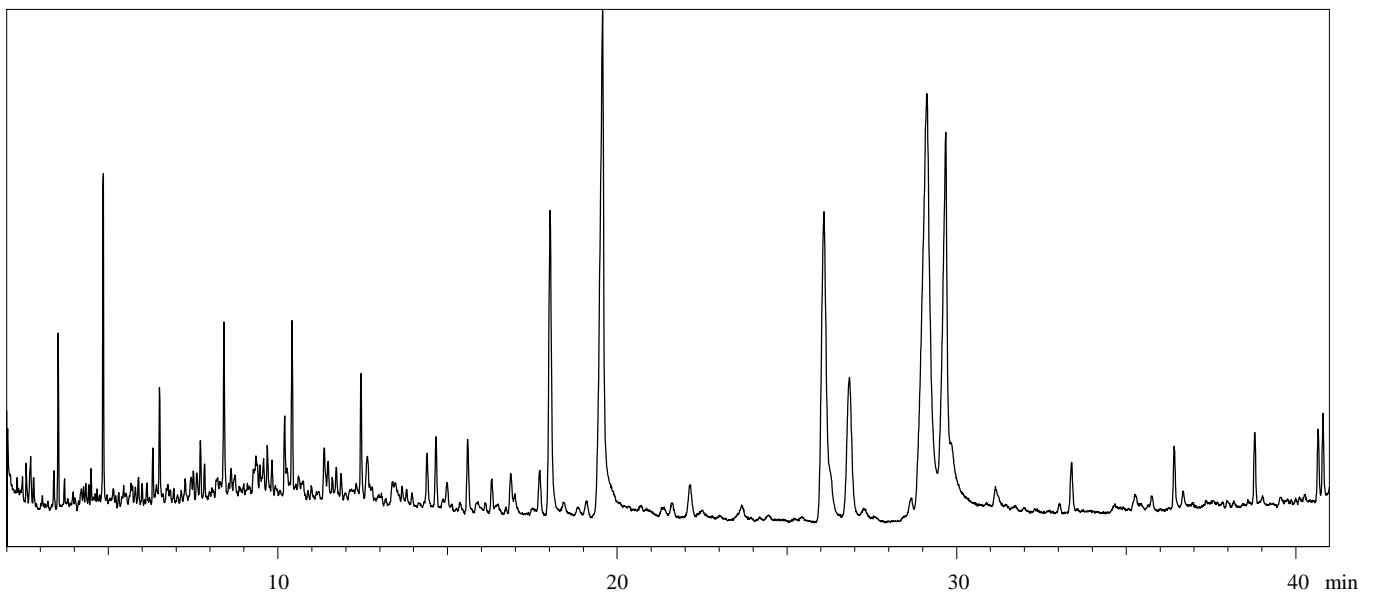


Figure N° 4. Spectre de masse obtenue à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau (Injection N° 4).

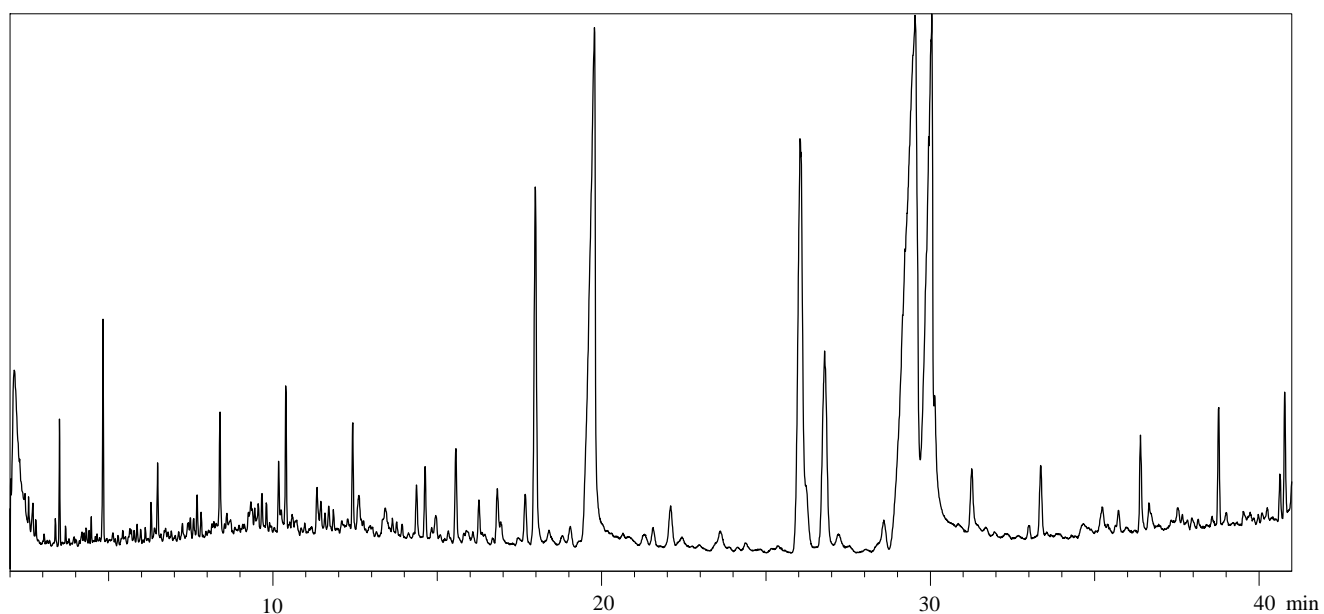


Figure N° 5. Spectre de masse obtenue à partir de l'analyse de la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau (Injection N° 5).

**Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne
d'eau par spectrométrie de masse**

**Tableau N° 01. Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne
d'eau par spectrométrie de masse (Injection N° 01).**

Peak#	R.Time	m/z	Area	Height	Conc.Unit	Name	Similarity
1	2.141	43.00	5849554	532878	ppm	Acetoxyacetic acid, nonyl ester	92
2	2.295	57.00	51254	36245	ppm	Octane, 3,6-dimethyl-	88
3	2.562	57.00	173397	94261	ppm	Undecane	99
4	2.690	69.00	93837	29427	ppm	1-Undecanol	92
5	3.382	55.00	137064	60032	ppm	1-Dodecanol	98
6	3.509	57.00	547331	326847	ppm	Dodecane	99
7	3.694	57.00	309588	148261	ppm	Undecane, 2,5-dimethyl-	99
8	3.651	137.00	6989	2389	ppm	1-Cyclohexanol, 2-(2-ethylbutyl)-	71
9	3.955	83.00	158506	61741	ppm	Dodecane, 2-cyclohexyl-	86
10	-	68.00	---	---	ppm	7-Hexadecenal, (Z)-	---
11	4.322	57.00	136156	69501	ppm	Dodecane, 2-methyl-	82
12	4.257	71.00	71069	40190	ppm	Dodecane, 4-methyl-	99
13	4.322	57.00	134918	69236	ppm	Dodecane, 2-methyl-	98
14	-	57.00	---	---	ppm	10-Methylnonadecane	---
15	4.477	57.00	254300	142690	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	99
16	4.652	97.00	110835	57628	ppm	Cyclohexane, 1-methyl-2-pentyl-	96
17	4.835	57.00	977251	525799	ppm	Tridecane	98
18	5.134	57.00	88798	46196	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	96
19	5.134	57.00	88798	46196	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	72
20	5.441	83.00	181534	74794	ppm	Heptylcyclohexane	93
21	5.523	178.00	56977	23889	ppm	Perhydrophenalene, (3a.alpha., 6a.alpha., 9a.a	95
22	5.657	57.00	134356	64130	ppm	Tridecane, 6-methyl-	97
23	5.706	85.00	47746	28481	ppm	Undecane, 4,4-dimethyl-	88
24	5.787	71.00	75850	40712	ppm	2,3-Dimethyldodecane	92
25	5.876	57.00	141143	69898	ppm	Eicosane, 10-methyl-	97
26	5.985	57.00	137468	65678	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	99
27	6.127	71.00	122468	58156	ppm	Dodecane, 2,6,10-trimethyl-	97
28	6.301	97.00	129405	61064	ppm	Cyclohexane, 1-methyl-2-pentyl-	97
29	6.398	192.00	49796	19551	ppm	2(1H)-Naphthalenone, 3,4,4a,5,6,7,8,8a.alpha	89
30	6.503	57.00	635670	290644	ppm	Tetradecane	99
31	-	57.00	---	---	ppm	Oxalic acid, 6-ethyloct-3-yl isobutyl ester	---
32	6.708	43.00	132178	28904	ppm	Octadecane, 5-methyl-	83
33	6.747	57.00	113280	44142	ppm	Oxalic acid, isobutyl octadecyl ester	99
34	6.816	57.00	108603	42058	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	99
35	6.700	71.00	144493	24718	ppm	Z-5-Methyl-6-heneicosen-11-one	73
36	7.438	57.00	212664	67397	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	77
37	7.253	83.00	202407	74342	ppm	Cyclohexane, octyl-	92
38	7.438	57.00	212664	67397	ppm	Tridecane, 2,5-dimethyl-	93
39	7.498	43.00	80540	41835	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	98
40	7.596	71.00	101924	47549	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	93
41	7.703	57.00	347507	135828	ppm	Hexadecane	98
42	7.828	57.00	204497	88299	ppm	Tetradecane, 3-methyl-	99
43	8.042	83.00	44356	19177	ppm	Cyclopentane, 1,1'-hexadecylidenebis-	66
44	8.042	83.00	44356	19177	ppm	Undecane, 4-cyclohexyl-	86
45	8.216	97.00	166312	63386	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl dodecyl ester	87
46	8.398	57.00	1089191	452929	ppm	Pentadecane	99
47	-	74.00	---	---	ppm	Undecanoic acid, 10-methyl-, methyl ester	---
48	8.608	71.00	193224	63423	ppm	Hexadecane	96
49	8.726	71.00	174220	39999	ppm	Tridecane, 5-propyl-	93
50	8.982	71.00	186231	23043	ppm	Tetracosane	91
51	-	57.00	---	---	ppm	Octacosane	---
52	9.263	83.00	241183	86296	ppm	n-Nonylcyclohexane	91
53	9.344	71.00	347783	80119	ppm	Nonane, 5-propyl-	87
54	9.386	57.00	379375	82831	ppm	Octane, 4,5-dipropyl-	80
55	9.463	43.00	96418	42612	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	94
56	9.568	71.00	150808	66962	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	94

57	9.682	57.00	238143	92342	ppm	Hexadecane	97
58	9.815	57.00	258186	91681	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	98
59	10.183	57.00	54800	18636	ppm	1-Octanol, 2-butyl-	83
60	10.263	97.00	95024	38359	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl dodecyl ester	93
61	10.406	57.00	1019891	400432	ppm	Hexadecane	99
62	10.592	71.00	165240	42882	ppm	Octadecane, 5-methyl-	89
63	10.592	71.00	118188	34883	ppm	Octadecane, 5-methyl-	83
64	11.350	71.00	183984	66219	ppm	Tridecane, 4-cyclohexyl-	95
65	11.472	57.00	307036	58945	ppm	Eicosane	92
66	11.594	71.00	102714	35762	ppm	Sulfurous acid, pentyl tetradecyl ester	96
67	11.712	57.00	122095	50135	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	95
68	11.853	57.00	140123	53390	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	97
69	12.440	57.00	616604	221510	ppm	Heptadecane	99
70	12.590	74.00	273611	94838	ppm	Methyl tetradecanoate	96
71	14.648	57.00	354661	105773	ppm	Eicosane	98
72	14.849	74.00	167678	47184	ppm	Pentadecanoic acid, methyl ester	92
73	15.584	95.00	230261	59604	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	98
74	16.291	81.00	122644	25713	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	95
75	16.843	82.00	181811	34433	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	94
76	16.965	55.00	86716	15881	ppm	11-Hexadecenoic acid, methyl ester	85
77	17.701	57.00	228734	51311	ppm	Eicosane	96
78	18.014	74.00	6000730	1141501	ppm	Hexadecanoic acid, methyl ester	99
79	19.719	73.00	4341602	431486	ppm	l-(+)-Ascorbic acid 2,6-dihexadecanoate	99
80	26.094	67.00	4316300	422094	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	99
81	26.827	55.00	1340542	155028	ppm	8-Octadecenoic acid, methyl ester, (E)-	99
82	29.364	67.00	7472054	424927	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	98
83	29.882	55.00	2922337	294990	ppm	9-Octadecenoic acid, (E)-	98
84	31.223	43.00	203701	28157	ppm	Octadecanoic acid	99
85	34.201	57.00	4471287	289962	ppm	Hexatriacontane	99
86	34.534	57.00	12598	5616	ppm	Tetrapentacontane, 1,54-dibromo-	53
87	-	74.00	---	---	ppm	Tricosanoic acid, methyl ester	---
88	35.743	55.00	38037	12110	ppm	11-Eicosenoic acid, methyl ester	83
89	36.766	57.00	647244	86074	ppm	Pentatriacontane	91
90	37.233	273.00	113721	17346	ppm	8,11-Octadecadienoic acid, methyl ester	84
91	-	57.00	---	---	ppm	Eicosanoic acid	---
92	38.072	71.00	406909	52656	ppm	Tetrapentacontane	96
93	38.357	57.00	265107	46432	ppm	Tetracosane	90
94	38.787	57.00	206045	67262	ppm	Octadecane, 1-chloro-	84
95	39.156	57.00	97779	35811	ppm	Dotriacontane	71
96	39.535	57.00	143486	32290	ppm	Tetrapentacontane, 1,54-dibromo-	80
97	39.899	57.00	4825757	763599	ppm	Hexatriacontane	99
98	40.092	57.00	736050	73813	ppm	Tetracontane	85
99	40.500	163.00	804601	130502	ppm	Cyclopropanecarboxylic acid, 3-(2,2-dichloro	96
100	40.799	57.00	219121	71485	ppm	Tettriacontane	97

Tableau N° 02. Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau par spectrométrie de masse (Injection N° 02).

Peak#	R.Time	m/z	Area	Height	Conc.	Name	Similarity
1	2.109	57.00	208839	58182	ppm	trans-.beta.-Terpinyl pentanoate	91
2	2.305	57.00	362069	65753	ppm	Pentadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	87
3	-	57.00	---	---	ppm	Nonanal	---
4	2.570	57.00	159254	88961	ppm	Undecane	99
5	2.710	57.00	50254	24422	ppm	Cycloundecane, (1-methylethyl)-	92
6	3.388	55.00	147643	57538	ppm	1-Dodecanol	97
7	3.515	57.00	488143	296795	ppm	Dodecane	99
8	3.699	57.00	274090	144094	ppm	Undecane, 2,5-dimethyl-	99
9	3.808	81.00	42297	17451	ppm	1-Cyclohexanol, 2-(2-ethylbutyl)-	92
10	3.962	83.00	154318	62221	ppm	Dodecylcyclohexane	92
11	-	57.00	---	---	ppm	Cyclododecanol	---
12	-	57.00	---	---	ppm	9,9-Dimethoxybicyclo[3.3.1]nona-2,4-dione	---
13	4.262	43.00	61277	34554	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	83
14	4.261	71.00	61758	37221	ppm	Dodecane, 4-methyl-	97
15	4.327	57.00	122396	64826	ppm	Dodecane, 2-methyl-	98
16	4.418	57.00	91368	57867	ppm	10-Methylnonadecane	98
17	4.481	57.00	234127	133774	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	98
18	4.657	97.00	99341	50318	ppm	Cyclohexane, 1-methyl-2-pentyl-	97

20	4.840	57.00	127933	49618	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	98
21	5.138	57.00	---	---	ppm	Eicosane	99
22	5.446	83.00	142964	66072	ppm	Heptylcyclohexane	---
23	5.529	178.00	53678	21847	ppm	Perhydrophenalene, (3a.alpha., 6a.alpha., 9a.alpha	94
24	-	82.00	---	---	ppm	1-Eicosyne	---
25	5.659	57.00	144573	64045	ppm	Dodecane, 2,5-dimethyl-	95
26	5.708	43.00	58417	33348	ppm	2,4-Dimethyldodecane	99
27	5.790	71.00	95778	36902	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
28	5.878	57.00	132955	63565	ppm	Hexadecane	96
29	5.989	57.00	123699	56782	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	98
30	6.130	57.00	104007	55637	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	96
31	6.305	97.00	120434	52505	ppm	Cyclohexane, 1-methyl-2-pentyl-	96
32	6.403	192.00	48115	19284	ppm	2(1H)-Naphthalenone, 3,4,4a,5,6,7,8,8a.alpha.-oc	87
33	6.505	57.00	620574	278951	ppm	Tetradecane	98
34	-	163.00	---	---	ppm	Silane, trichlorooctadecyl-	---
35	6.750	57.00	86878	40362	ppm	Tetracontane, 3,5,24-trimethyl-	86
36	6.820	57.00	101460	37598	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	99
37	6.927	71.00	29035	15027	ppm	Tetrapentacontane, 1,54-dibromo-	93
38	7.146	57.00	61889	29025	ppm	Eicosane	95
39	7.258	83.00	199829	74844	ppm	Cyclohexane, octyl-	88
40	7.436	57.00	250700	75384	ppm	Pentadecane	92
41	7.501	43.00	99939	47879	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	99
42	7.601	71.00	123996	51481	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
43	7.707	57.00	354546	142962	ppm	Hexadecane	97
44	7.831	57.00	215416	96378	ppm	Tetradecane, 3-methyl-	97
45	-	83.00	---	---	ppm	Tetracontane-1,40-diol	---
46	-	83.00	---	---	ppm	Pentafluoropropionic acid, heptadecyl ester	---
47	8.220	97.00	147866	55191	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl dodecyl ester	93
48	-	57.00	---	---	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	---
49	8.400	57.00	1132912	440097	ppm	Pentadecane	99
50	-	74.00	---	---	ppm	Tridecanoic acid, 4,8,12-trimethyl-, methyl ester	---
51	8.611	71.00	132626	49613	ppm	Hexadecane	99
52	8.732	71.00	126775	29684	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
53	-	43.00	---	---	ppm	Bicyclo[3.1.1]heptan-3-ol, 2,6,6-trimethyl-, [1R-(---
54	8.742	57.00	133924	26876	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	83
55	9.151	57.00	37434	23051	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	75
56	9.460	57.00	154355	54818	ppm	Hexadecane, 2,6,11,15-tetramethyl-	75
57	9.267	83.00	265928	95756	ppm	n-Nonylcyclohexane	91
58	9.345	71.00	308441	84726	ppm	Nonane, 5-methyl-5-propyl-	93
59	9.384	57.00	207502	94410	ppm	Octane, 4,5-dipropyl-	99
60	9.461	43.00	103714	48266	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	94
61	9.569	71.00	91159	49874	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	94
62	9.682	57.00	315241	113001	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	99
63	9.817	57.00	280493	101203	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	98
64	10.273	57.00	206079	43630	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	78
65	10.264	97.00	145915	49064	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl nonyl ester	96
66	10.410	57.00	1150745	464252	ppm	Hexadecane	99
67	10.592	71.00	265670	43447	ppm	Tetracosane	92
68	10.738	71.00	134919	26804	ppm	Tetracosane	94
69	10.750	57.00	183035	30016	ppm	Tetracosane	83
70	11.350	57.00	260518	73616	ppm	Tridecane, 4-cyclohexyl-	93
71	11.477	57.00	393718	78366	ppm	Heptadecane	94
72	11.598	71.00	108591	40351	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
73	11.715	57.00	209221	68571	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	97
74	11.857	57.00	153316	61461	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	98
75	12.442	57.00	704912	275842	ppm	Heptadecane	99
76	12.592	74.00	322493	117500	ppm	Methyl tetradecanoate	99
77	13.353	57.00	167282	42538	ppm	Tetradecanoic acid	96
78	13.781	57.00	73277	27172	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	95
79	13.948	57.00	80990	27791	ppm	Heptadecane, 3-methyl-	95
80	14.650	57.00	454132	132806	ppm	Eicosane	99
81	14.847	74.00	203429	58922	ppm	Pentadecanoic acid, methyl ester	94
82	15.593	68.00	173587	36910	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	97
83	16.297	81.00	80514	17414	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	94
84	16.860	81.00	103970	20360	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	94
85	16.958	74.00	98149	17227	ppm	11-Hexadecenoic acid, methyl ester	92
86	17.702	57.00	303887	61705	ppm	Eicosane	97
87	18.011	74.00	7609049	1538631	ppm	Hexadecanoic acid, methyl ester	99
88	19.685	73.00	5271953	498518	ppm	l-(+)-Ascorbic acid 2,6-dihexadecanoate	99
89	26.106	81.00	4514909	481404	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	99
90	-	79.00	---	---	ppm	Tricyclo[5.3.0.0(4,8)]decane	---
91	26.842	55.00	1565309	181206	ppm	9-Octadecenoic acid (Z)-, methyl ester	99
92	29.308	67.00	7507258	439822	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	99
93	29.829	55.00	2958973	302348	ppm	9-Octadecenoic acid, (E)-	99
94	31.177	43.00	237946	31469	ppm	Octadecanoic acid	97
95	36.534	69.00	7980718	677630	ppm	2,6,10,14,18,22-Tetracosahexaene, 2,6,10,15,19,2	98
96	37.309	57.00	4141370	365122	ppm	Hexatriacontane	99
97	39.508	57.00	135518	38037	ppm	Hexacontane	67
98	39.801	57.00	410685	84850	ppm	Hexatriacontane	89
99	-	57.00	---	---	ppm	22,23-Dibromostigmasterol acetate	---
100	40.275	57.00	457106	79409	ppm	Tetratetracontane	96

Tableau N° 03. Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau par spectrométrie de masse (Injection N° 03).

Peak#	R.Time	m/z	Area	Height	Conc.Unit	Name	Similarity
1	2.297	57.00	31322	19215	ppm	Hexadecane	94
2	-	57.00	---	---	ppm	3-Hexadecene, (Z)-	---
3	2.563	57.00	117650	61187	ppm	Undecane	98
4	2.689	69.00	166695	50337	ppm	1-Nonanol, 4,8-dimethyl-	99
5	2.782	55.00	77484	39143	ppm	(S)-(+)-6-Methyl-1-octanol	99
6	-	57.00	---	---	ppm	1-Undecanol	---
7	3.378	55.00	70618	29268	ppm	1-Dodecanol	97
8	3.504	57.00	526327	283008	ppm	Dodecane	98
9	3.688	57.00	134101	63312	ppm	Undecane, 2,6-dimethyl-	96
10	-	271.00	---	---	ppm	Naphthalene, 2-ethyldecahydro-	---
11	3.950	83.00	55173	29257	ppm	Dodecylcyclohexane	96
12	-	57.00	---	---	ppm	1-Decanol, 2-hexyl-	---
13	4.316	57.00	55858	30611	ppm	Hexadecane	83
14	-	71.00	---	---	ppm	Dodecane, 4-methyl-	---
15	4.316	57.00	56532	30827	ppm	Dodecane, 2-methyl-	96
16	4.405	57.00	46134	28371	ppm	10-Methylnonadecane	95
17	4.469	57.00	113893	64850	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	98
18	4.600	71.00	42902	16326	ppm	Hexadecane, 2,6,11,15-tetramethyl-	77
19	4.643	97.00	52924	25131	ppm	Cyclohexane, 1-(cyclohexylmethyl)-2-methyl-,	93
20	4.724	97.00	29518	11376	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl isoheptyl ester	90
21	4.827	57.00	1068501	550504	ppm	Tridecane	99
22	-	97.00	---	---	ppm	Tridecane, 5-cyclohexyl-	---
23	5.126	57.00	60565	28115	ppm	Nonane, 2-methyl-5-propyl-	93
24	5.196	43.00	20489	9534	ppm	10-Methylnonadecane	94
25	-	57.00	---	---	ppm	Octacosane	---
26	5.381	57.00	77647	12385	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	73
27	5.432	83.00	81040	35111	ppm	Heptylcyclohexane	93
28	5.511	178.00	28400	12503	ppm	Perhydrophenalene, (3a.alpha., 6a.alpha., 9a.alpha.)	p
29	-	96.00	---	---	ppm	1H-Indene, 2-butyl-4-hexyloctahydro-	---
30	5.647	57.00	69687	34400	ppm	Tridecane, 6-methyl-	94
31	5.697	85.00	24304	14708	ppm	Undecane, 4,4-dimethyl-	93
32	5.777	71.00	58416	22530	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	95
33	5.864	57.00	71266	35893	ppm	Eicosane, 10-methyl-	96
34	5.975	57.00	57592	33081	ppm	Hexadecane, 2,6,11,15-tetramethyl-	96
35	6.117	71.00	73028	35417	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	98
36	6.290	97.00	122911	52970	ppm	Cyclotetradecane	98
37	6.386	192.00	27845	10996	ppm	Anthracene, tetradecaahydro-, (4a.alpha., 8a.alpha.)	89
38	6.490	57.00	446414	200383	ppm	Tetradecane	99
39	6.490	57.00	454445	200837	ppm	Oxalic acid, butyl 6-ethyloct-3-yl ester	82
40	-	85.00	---	---	ppm	Eicosane, 2,4-dimethyl-	---
41	6.733	57.00	55574	24118	ppm	7-(1-Hydroxy-cyclohexyl)-2,2-dimethyl-hept-5-	99
42	6.808	57.00	45744	20472	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	96
43	-	43.00	---	---	ppm	Tetrapentacontane, 1,54-dibromo-	---
44	7.125	57.00	65247	16777	ppm	Eicosane	93
45	7.242	83.00	139118	46783	ppm	Cyclohexane, octyl-	92
46	-	192.00	---	---	ppm	1H-2-Indenone,2,4,5,6,7,7a-hexahydro-3-(1-me	---
47	7.424	57.00	117659	41600	ppm	Tridecane, 2,5-dimethyl-	93
48	7.485	43.00	55710	29016	ppm	Sulfurous acid, hexyl pentadecyl ester	94
49	7.586	71.00	84860	35978	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	89
50	7.692	57.00	221631	86729	ppm	Hexadecane	97
51	7.814	57.00	138601	57004	ppm	Tetradecane, 3-methyl-	98
52	-	57.00	---	---	ppm	17-Pentatriacontene	---
53	-	83.00	---	---	ppm	Dodecane, 3-cyclohexyl-	---
54	8.151	191.00	172252	63255	ppm	Phenol, 2,6-bis(1,1-dimethylethyl)-	93
55	-	57.00	---	---	ppm	Tetatriacontane	---
56	8.385	57.00	786095	299769	ppm	Heptadecane	99
57	8.525	57.00	37824	15107	ppm	Tridecanoic acid, 4,8,12-trimethyl-, methyl este	99
58	8.593	71.00	124771	45064	ppm	Nonane, 5-methyl-5-propyl-	99
59	8.709	71.00	144215	28426	ppm	Tridecane, 5-propyl-	96
60	8.385	43.00	527821	211654	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	78
61	8.967	71.00	47461	18153	ppm	Tetracosane	92
62	9.372	57.00	277019	58775	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	69
63	-	57.00	---	---	ppm	Sulfurous acid, butyl tetradecyl ester	---
64	9.252	83.00	172064	58438	ppm	n-Nonylcyclohexane	94
65	-	71.00	---	---	ppm	Nonane, 5-propyl-	---
66	9.372	57.00	298719	64639	ppm	Octane, 4,5-dipropyl-	85
67	9.447	43.00	94169	36332	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	96
68	9.552	71.00	117838	50266	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	94
69	9.666	57.00	224021	83852	ppm	Hexadecane	99
70	9.800	57.00	195818	70599	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	99
71	9.900	71.00	109406	39395	ppm	2,2,4-Trimethyl-1,3-pentanediol diisobutyrate	98
72	10.176	55.00	185172	66868	ppm	1-Nonadecene	99
73	10.248	97.00	103230	36685	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl dodecyl ester	94
74	10.395	57.00	889114	349547	ppm	Hexadecane	99
75	10.174	97.00	156785	57821	ppm	17-Pentatriacontene	74

76	10.742	43.00	89239	13037	ppm	Eicosane	84
77	10.577	71.00	75108	27409	ppm	Behenyl chloride	79
78	10.970	43.00	76587	14740	ppm	Octadecane, 5-methyl-	67
79	10.970	43.00	76587	14740	ppm	Behenyl chloride	85
80	11.341	83.00	154685	53342	ppm	Undecane, 4-cyclohexyl-	98
81	11.456	57.00	322172	67460	ppm	Eicosane	93
82	11.582	71.00	116950	39272	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	95
83	11.697	57.00	121599	46134	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	96
84	11.837	57.00	134356	52627	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	92
85	-	83.00	---	---	ppm	Carbonic acid, dodecyl 2,2,2-trichloroethyl este	---
86	12.093	105.00	78313	25750	ppm	[3,3-Dimethyl-2-(3-methylbuta-1,3-dienyl)cycl	84
87	12.286	135.00	75658	18939	ppm	1-Penten-3-one, 2-methyl-1-(2,2,6-trimethylcyc	68
88	12.426	57.00	725171	263715	ppm	Heptadecane	99
89	12.625	57.00	346279	74681	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	97
90	12.748	71.00	68958	22939	ppm	Tetracosane	90
91	12.758	57.00	62999	19749	ppm	Behenyl chloride	70
92	13.349	71.00	145107	32299	ppm	Nonadecane, 9-methyl-	87
93	13.450	83.00	102037	29143	ppm	Heptylcyclohexane	88
94	13.635	71.00	94648	30350	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	92
95	13.762	57.00	61680	23831	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	94
96	13.929	57.00	70925	24378	ppm	Heptadecane, 3-methyl-	93
97	14.374	97.00	176786	53041	ppm	1-Nonadecene	98
98	14.627	57.00	500870	147384	ppm	Eicosane	99
99	14.843	74.00	96935	20535	ppm	Pentadecanoic acid, methyl ester	85
100	14.953	71.00	226182	48529	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	95
101	15.336	43.00	70558	18626	ppm	2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl-	91
102	15.564	68.00	181798	45898	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	96
103	16.266	82.00	69987	17236	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	95
104	16.819	82.00	116892	23646	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	96
105	-	74.00	---	---	ppm	9-Hexadecenoic acid, methyl ester, (Z)-	---
106	17.677	57.00	399254	87084	ppm	Eicosane	98
107	17.976	74.00	4032813	736164	ppm	Hexadecanoic acid, methyl ester	99
108	-	71.00	---	---	ppm	15,17,19,21-Hexatriacontatetrayne	---
109	19.588	73.00	3395364	361984	ppm	n-Hexadecanoic acid	99
110	22.099	57.00	385186	53079	ppm	Eicosane	95
111	26.027	67.00	2438512	265959	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	99
112	26.766	55.00	930213	94883	ppm	9-Octadecenoic acid (Z)-, methyl ester	98
113	29.105	67.00	3808213	246681	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	99
114	29.657	55.00	1598913	178063	ppm	Oleic Acid	99
115	-	83.00	---	---	ppm	9-Octadecenoic acid, (E)-	---
116	33.351	57.00	334955	66230	ppm	Tetracosane	99
117	36.388	57.00	298457	73118	ppm	Tetracosane	98
118	38.772	57.00	296113	73357	ppm	Tetracosane	99
119	40.633	149.00	311365	75184	ppm	1,2-Benzenedicarboxylic acid, mono(2-ethylhe	96
120	40.782	57.00	197250	57407	ppm	Tetracosane	98

Tableau N° 04. Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau par spectrométrie de masse (Injection N° 04).

Peak#	R.Time	m/z	Area	Height	Conc.Un	Name	Similarity
1	2.034	43.00	923073	128777	ppm	Isooctane, (ethenyloxy)-	99
2	-	57.00	---	---	ppm	Oxirane, diethylboryloxymethyl-	---
3	-	57.00	---	---	ppm	Nonane, 5-(1-methylpropyl)-	---
4	-	41.00	---	---	ppm	2-n-Butylacrolein	---
5	2.475	57.00	41437	15015	ppm	1-Dodecanol, 3,7,11-trimethyl-	93
6	2.576	57.00	95133	53348	ppm	Undecane	98
7	2.706	69.00	142320	43988	ppm	1-Nonanol, 4,8-dimethyl-	98
8	2.797	55.00	75085	37265	ppm	(S)-(+)-6-Methyl-1-octanol	95
9	2.874	82.00	10147	3830	ppm	Octane, 2-cyclohexyl-	75
10	-	81.00	---	---	ppm	Spiro[4.5]decan-2-one	---
11	-	43.00	---	---	ppm	Pentafluoropropionic acid, nonyl ester	---
12	-	43.00	---	---	ppm	1-Nonene, 4,6,8-trimethyl-	---
13	-	43.00	---	---	ppm	Undecane, 2-methyl-	---
14	3.208	57.00	21316	5957	ppm	Decane, 1,1'-oxybis-	83
15	3.395	57.00	48594	21714	ppm	1-Dodecanol	98
16	3.521	57.00	432106	241495	ppm	Dodecane	99
17	3.706	57.00	114573	52927	ppm	Undecane, 2,6-dimethyl-	96
18	3.798	71.00	19806	6097	ppm	1-Cyclohexanol, 2-(2-ethylbutyl)-	92
19	3.967	83.00	42426	21226	ppm	Dodecylcyclohexane	88

20	-	43.00	---	---	ppm	Oxirane, tridecyl-	---
21	-	97.00	---	---	ppm	2-Thiopheneacetic acid, 2-tridecyl ester	---
22	4.334	57.00	47224	23957	ppm	Nonane, 5-(2-methylpropyl)-	84
23	4.268	71.00	23280	14833	ppm	Dodecane, 4-methyl-	95
24	4.334	57.00	47224	23957	ppm	Dodecane, 2-methyl-	96
25	4.423	57.00	39054	23866	ppm	10-Methylnonadecane	92
26	4.487	71.00	97466	50661	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	99
27	-	71.00	---	---	ppm	Octane, 1,1'-oxybis-	---
28	-	71.00	---	---	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	---
29	4.665	97.00	40065	21461	ppm	Cyclohexane, 1-methyl-2-pentyl-	89
30	4.743	97.00	24624	9330	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl tridecyl ester	84
31	4.847	57.00	866493	459833	ppm	Tridecane	99
32	-	43.00	---	---	ppm	2-Bromopropionic acid, pentadecyl ester	---
33	-	71.00	---	---	ppm	Octane, 2-bromo-	---
34	5.144	57.00	35806	15501	ppm	Heptadecane, 1-bromo-	86
35	5.218	43.00	17789	9706	ppm	Heneicosane, 11-(1-ethylpropyl)-	90
36	5.304	71.00	28811	13318	ppm	Nonacosane	95
37	5.302	57.00	32428	14656	ppm	Hexadecane, 2,6,11,15-tetramethyl-	68
38	5.451	83.00	65610	29444	ppm	Heptylcyclohexane	93
39	5.529	178.00	22129	8625	ppm	Perhydrophenalene, (3a.alpha., 6a.alpha., 9a.alpha., 9b	93
40	-	57.00	---	---	ppm	2-Butene-1,4-diol, 2,3-dibromo-	---
41	5.666	57.00	52389	26265	ppm	Tridecane, 6-methyl-	99
42	-	43.00	---	---	ppm	2,4-Dimethyldodecane	---
43	5.798	71.00	29035	15819	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	94
44	5.888	57.00	57487	28233	ppm	10-Methylnonadecane	93
45	5.996	57.00	58125	26488	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	96
46	6.312	43.00	48221	23052	ppm	Phytol	61
47	6.137	71.00	55972	26719	ppm	Dodecane, 2,6,10-trimethyl-	95
48	-	69.00	---	---	ppm	Cycloheptanone imine, 2,2,7,7-tetramethyl-	---
49	6.310	97.00	100909	41792	ppm	Cyclotetradecane	98
50	-	192.00	---	---	ppm	Dehydroxy-isocalamendiol	---
51	6.510	57.00	319685	148057	ppm	Tetradecane	98
52	6.758	57.00	89368	17627	ppm	Tetracontane, 3,5,24-trimethyl-	71
53	-	43.00	---	---	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	---
54	6.758	57.00	89368	17627	ppm	1-Octanol, 2-butyl-	86
55	6.824	71.00	41329	16343	ppm	Heptadecane, 8-methyl-	95
56	6.939	43.00	10517	6008	ppm	Z-5-Methyl-6-heneicosen-11-one	81
57	7.148	57.00	37649	14168	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	75
58	-	57.00	---	---	ppm	Tridecane, 5-propyl-	---
59	7.264	83.00	75488	31626	ppm	Cyclohexane, octyl-	90
60	-	149.00	---	---	ppm	RT:7.375	---
61	7.447	57.00	86450	30136	ppm	Tridecane, 2,5-dimethyl-	95
62	7.504	43.00	44598	20965	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	99
63	7.606	71.00	44545	22205	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	92
64	7.712	57.00	156184	60740	ppm	Hexadecane	96
65	7.835	57.00	89231	39713	ppm	Tetradecane, 3-methyl-	97
66	-	69.00	---	---	ppm	2-Methyl-3-[(1S,2S)-1,3,3-trimethyl-2-(2-hydroxyethyl	---
67	-	83.00	---	---	ppm	Chloroacetic acid, tetradecyl ester	---
68	-	57.00	---	---	ppm	17-Pentatriacontene	---
69	8.224	97.00	65070	25427	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl octyl ester	88
70	-	57.00	---	---	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	---
71	8.407	57.00	553834	216945	ppm	Heptadecane	99
72	-	43.00	---	---	ppm	2-Methyl-Z-4-tetradecene	---
73	8.615	71.00	74323	26666	ppm	Heptadecane	99
74	8.750	71.00	65510	11569	ppm	Nonadecane, 9-methyl-	90
75	8.615	57.00	76422	25655	ppm	Cycloheptanol, 6-(3,3-dimethylbutyl)-2-methyl-	55
76	8.750	71.00	64712	11504	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	78
77	8.739	57.00	94705	20557	ppm	Tetracosane	80
78	-	43.00	---	---	ppm	Ergotaman-3',6',18-trione, 12'-hydroxy-2'-methyl-5'-(2-	---
79	9.094	57.00	77874	12948	ppm	Nonadecane, 9-methyl-	75
80	9.094	57.00	77874	12948	ppm	Hexadecane, 2,6,11,15-tetramethyl-	69
81	9.272	83.00	107392	36640	ppm	n-Nonylcyclohexane	89

82	9.575	71.00	72828	33448	ppm	Nonane, 5-propyl-	70
83	9.396	57.00	140174	31834	ppm	Octane, 4,5-dipropyl-	79
84	9.467	43.00	54746	20727	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	99
85	9.575	71.00	54155	27212	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	94
86	9.685	57.00	117372	45395	ppm	Hexadecane	97
87	9.467	43.00	54746	20727	ppm	Hexadecane, 4-methyl-	74
88	9.823	57.00	121858	41772	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	97
89	-	71.00	---	---	ppm	2,2,4-Trimethyl-1,3-pentanediol diisobutyrate	---
90	10.197	43.00	106323	38705	ppm	1-Heptadecene	98
91	10.268	97.00	60946	22434	ppm	2-Thiopheneacetic acid, 2-tridecyl ester	92
92	10.414	57.00	540414	209250	ppm	Hexadecane	99
93	10.414	57.00	560636	211036	ppm	Tetracosane	69
94	10.605	57.00	152903	22125	ppm	Eicosane	92
95	10.750	71.00	32573	12808	ppm	Tetracosane	84
96	11.366	83.00	81362	28463	ppm	Undecane, 4-cyclohexyl-	96
97	11.469	57.00	116138	41388	ppm	Hexadecane	90
98	11.359	71.00	79772	29323	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	75
99	11.861	57.00	69459	25128	ppm	Pentadecane, 8-hexyl-	85
100	11.861	57.00	69459	25128	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	97
101	12.448	57.00	420537	146135	ppm	Heptadecane	99
102	12.643	57.00	194231	38537	ppm	Eicosane	95
103	14.400	97.00	102126	30770	ppm	1-Nonadecene	98
104	14.660	57.00	277127	81084	ppm	Eicosane	98
105	15.591	68.00	141033	37782	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	98
106	16.301	82.00	63083	15381	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	95
107	16.861	82.00	92776	19351	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	96
108	17.716	57.00	217298	47592	ppm	Eicosane	97
109	18.024	74.00	2264299	412017	ppm	Hexadecanoic acid, methyl ester	99
110	19.569	73.00	2078863	259289	ppm	n-Hexadecanoic acid	99
111	26.095	67.00	1567097	157658	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	99
112	26.852	55.00	534539	57951	ppm	8-Octadecenoic acid, methyl ester, (E)-	98
113	29.127	67.00	3371060	234413	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	99
114	29.684	55.00	1340428	161429	ppm	Oleic Acid	99
115	29.868	55.00	190563	21489	ppm	11-Dodecen-1-ol, 2,4,6-trimethyl-, (R,R,R)-	83
116	33.397	57.00	248042	46721	ppm	Tetracosane	98
117	36.419	57.00	245246	62727	ppm	Tetracosane	98
118	38.798	57.00	261397	73038	ppm	Tetracosane	98
119	40.660	149.00	536458	132365	ppm	1,2-Benzenedicarboxylic acid, mono(2-ethylhexyl) ester	97
120	40.808	57.00	272353	88172	ppm	Hexatriacontane	99

Tableau N° 05. Composés détectés dans la matière grasse de la graine de la châtaigne d'eau par spectrométrie de masse (Injection N° 05).

Peak#	R.Time	m/z	Area	Height	Conc.Unit	Name	Similarity
1	2.026	57.00	338031	192629	ppm	1-Octyn-3-ol, 4-ethyl-	98
2	2.144	43.00	3177072	287587	ppm	3-Hexadecyloxy-carbonyl-5-(2-hydroxyethyl)-4-methyl-	---
3	2.300	71.00	216289	59005	ppm	Dodecane, 2,6,10-trimethyl-	83
4	2.459	41.00	56454	22449	ppm	2-Undecenal	89
5	2.568	57.00	134806	84779	ppm	Undecane	97
6	2.698	69.00	192568	63396	ppm	1-Nonanol, 4,8-dimethyl-	97
7	2.787	55.00	86727	51333	ppm	(S)-(+)-6-Methyl-1-octanol	98
8	-	41.00	---	---	ppm	Acetic acid, 2-(1-buten-3-yl)-2-nitro-, ethyl ester	---
9	3.001	95.00	7569	5216	ppm	2H-Inden-2-one, octahydro-3a-methyl-, cis-	82
10	-	56.00	---	---	ppm	1-Nonanol	---
11	-	57.00	---	---	ppm	4-Hydroxy-4-methylhex-5-enoic acid, tert.-butyl ester	---
12	3.385	43.00	59869	36095	ppm	1-Dodecanol	95
13	3.510	57.00	571313	372576	ppm	Dodecane	99
14	3.693	57.00	136306	72431	ppm	Undecane, 2,6-dimethyl-	98
15	3.802	81.00	19706	7722	ppm	1-Cyclohexanol, 2-(2-ethylbutyl)-	99
16	3.956	83.00	68709	29661	ppm	Dodecylcyclohexane	88
17	-	57.00	---	---	ppm	Z-5-Methyl-6-heneicosen-11-one	---
18	-	97.00	---	---	ppm	Cyclopentane, (2-hexyloctyl)-	---
19	4.189	43.00	59817	21697	ppm	2,3-Dimethyldecane	96
20	-	71.00	---	---	ppm	Dodecane, 4-methyl-	---
21	4.320	57.00	69915	37334	ppm	Dodecane, 2-methyl-	98

22	4.410	57.00	47627	31197	ppm	10-Methylnonadecane	96
23	4.474	57.00	125122	78359	ppm	Dodecane, 4,6-dimethyl-	97
24	4.474	71.00	119873	72340	ppm	Heptadecane, 8-methyl-	76
25	4.650	97.00	60348	31247	ppm	Cyclohexane, 1-ethyl-1-methyl-	91
26	-	97.00	---	---	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl isohexyl ester	---
27	4.833	57.00	1156827	626281	ppm	Tridecane	99
28	-	97.00	---	---	ppm	2- Bromopropionic acid, pentadecyl ester	---
29	5.130	57.00	81013	31396	ppm	Tridecane, 6-methyl-	93
30	5.289	43.00	39675	18953	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
31	5.437	83.00	83189	36878	ppm	Heptylcyclohexane	93
32	5.650	57.00	68721	36181	ppm	Tridecane, 6-methyl-	97
33	5.700	43.00	43735	23579	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	92
34	5.775	71.00	41852	24654	ppm	2,3-Dimethyldodecane	90
35	5.870	57.00	82590	40979	ppm	Eicosane, 10-methyl-	94
36	5.978	57.00	79770	38667	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	97
37	6.119	57.00	68196	34531	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	95
38	6.294	97.00	133614	64640	ppm	Cyclotetradecane	98
39	-	192.00	---	---	ppm	Trisniriof4.2.4.2.4.2.lheneicosane	---
40	6.495	57.00	471135	215832	ppm	Tetradecane	99
41	6.737	57.00	110448	24628	ppm	Tetracontane, 3,5,24-trimethyl-	96
42	7.247	83.00	128254	44184	ppm	n-Pentadecylcyclohexane	91
43	7.426	57.00	138383	44379	ppm	Tridecane, 2,5-dimethyl-	96
44	7.489	43.00	73137	31877	ppm	Tetradecane, 5-methyl-	97
45	7.589	71.00	73367	34852	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	93
46	7.693	57.00	212238	86575	ppm	Nonadecane, 9-methyl-	97
47	7.818	57.00	133416	63681	ppm	Tetradecane, 3-methyl-	97
48	8.147	191.00	234976	66494	ppm	Phenol, 2,4-bis(1,1-dimethylethyl)-	89
49	8.206	97.00	109450	40827	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl dodecyl ester	93
50	-	57.00	---	---	ppm	Ditradecyl ether	---
51	8.388	57.00	817649	311346	ppm	Heptadecane	99
52	8.597	71.00	100671	39597	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	99
53	8.597	71.00	100671	39597	ppm	Tridecane, 5-propyl-	85
54	9.251	83.00	181293	61946	ppm	n-Nonylcyclohexane	88
55	9.332	71.00	173291	54873	ppm	Nonane, 5-propyl-	90
56	9.373	57.00	224963	54546	ppm	Pentadecane, 6-methyl-	86
57	9.667	43.00	194427	72885	ppm	Tetradecane, 2-methyl-	84
58	9.554	71.00	118763	52195	ppm	Pentadecane, 4-methyl-	93
59	9.668	57.00	195668	78230	ppm	Hexadecane	97
60	9.802	57.00	193278	71065	ppm	Pentadecane, 3-methyl-	97
61	10.175	43.00	194580	78610	ppm	1-Heptadecene	99
62	10.251	97.00	100628	39577	ppm	Oxalic acid, cyclohexylmethyl undecyl ester	90
63	10.393	57.00	946252	368430	ppm	Hexadecane	99
64	10.582	71.00	188902	34058	ppm	Eicosane	94
65	11.343	83.00	142175	50794	ppm	Undecane, 4-cyclohexyl-	97
66	11.467	57.00	342202	68034	ppm	Heptadecane	93
67	11.585	71.00	103817	38274	ppm	Tetradecane, 4-methyl-	96
68	11.698	57.00	121855	47066	ppm	Octacosane	97
69	11.840	57.00	143906	54377	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	96
70	-	135.00	---	---	ppm	Dodecane, 1-bromo-	---
71	12.430	57.00	767341	274223	ppm	Heptadecane	99
72	12.612	57.00	384243	73775	ppm	Pentadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	94
73	-	57.00	---	---	ppm	Tetradecanoic acid	---
74	13.636	71.00	56827	25414	ppm	Heptadecane, 2-methyl-	92
75	14.372	97.00	216524	60913	ppm	1-Nonadecene	98
76	14.629	57.00	602590	174602	ppm	Eicosane	99
77	14.954	57.00	312901	56976	ppm	Hexadecane, 2,6,10,14-tetramethyl-	97
78	15.566	68.00	397929	100970	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	99
79	16.265	82.00	182735	42624	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	97
80	16.824	82.00	244783	55398	ppm	3,7,11,15-Tetramethyl-2-hexadecen-1-ol	98
81	-	74.00	---	---	ppm	11-Hexadecenoic acid, methyl ester	---
82	17.674	57.00	550123	111932	ppm	Eicosane	98
83	17.986	74.00	5193506	994964	ppm	Hexadecanoic acid, methyl ester	99
84	19.788	73.00	6649769	544025	ppm	n-Hexadecanoic acid	99
85	21.564	97.00	152959	22600	ppm	1-Nonadecene	96
86	22.102	57.00	567187	80507	ppm	Eicosane	97
87	26.065	67.00	4843109	448205	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-, methyl ester	99
88	26.787	55.00	1474359	168143	ppm	9-Octadecenoic acid (Z)-, methyl ester	99
89	28.587	57.00	565113	64610	ppm	Eicosane	96
90	29.547	67.00	10472398	551848	ppm	9,12-Octadecadienoic acid (Z,Z)-	99
91	30.047	55.00	5454407	476951	ppm	9-Octadecenoic acid, (E)-	97
92	31.272	43.00	338731	52595	ppm	Octadecanoic acid	98
93	33.364	57.00	730248	147131	ppm	Tetracosane	99
94	35.225	260.00	254852	32350	ppm	2-[3-(tert-Butyl)-bicyclo[1.1.1]pent-1-yl]-naphthalen	87
95	35.731	55.00	40663	13344	ppm	11-Eicosenoic acid, methyl ester	88
96	36.392	57.00	801859	209713	ppm	Tetraatriacontane	99
97	36.657	74.00	221244	53132	ppm	Eicosanoic acid, methyl ester	96
98	-	57.00	---	---	ppm	Eicosanoic acid	---
99	38.771	57.00	869804	251607	ppm	Tetracosane	99
100	40.782	57.00	877519	266988	ppm	Hexatriacontane	98

Suivi de la croissance des microorganismes étudiés

Tableau N° 6 : Suivi de la croissance de *Fusarium sp* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline pendant 07j

01 ^{er} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		20	18	15	11,5
		11,5	17	14	12,5
		18	13	14,5	11,5
	moyenne	16,5	16	14,5	11,83
02 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		33,5	33	32	21,5
		31	31	30	28,5
		32,5	30	28,5	26
	moyenne	32,33	31,33	30,17	25,33
03 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		52,5	50	51	44
		50	49	48	45,5
		52	48	47	42,5
	moyenne	51,5	49	48,67	44
04 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		69	69	69	59
		69,5	69	68	61
		70	67	67,5	57,6
	moyenne	69,5	68,33	68,17	59,2
05 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		80	80	80	77
		80	80	80	76,5
		80	80	80	68
	moyenne	80	80	80	73,83
06 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		80	80	80	80
		80	80	80	80
		80	80	80	72,5
	moyenne	80	80	80	77,5
07 ^{ème} j		F sp ([C. oxy]=0)	F sp ([C. oxy]=0,1)	F sp ([C. oxy]=0,25)	F sp ([C. oxy]=0,5)
		80	80	80	80
		80	80	80	80
		80	80	80	80
	moyenne	80	80	80	80

F sp = *Fusarium sp*

[C. oxy]= concentration d'oxytétracycline (mg/ml)

Tableau N° 7 : Suivi de la croissance de *Septoria nodorum* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline pendant 07j

01 ^{er} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		10	10	10	10
		10	10	10	10
		10	10	10	10
	moyenne	10	10	10	10
02 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		19,5	15	18	13
		20,5	16,5	15	12
		20,5	18	14	13,5
	moyenne	20,17	16,5	15,67	12,83
03 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		28,5	24	23	18,5
		30,5	26,5	20	19,5
		30	28	24,5	19,5
	moyenne	29,67	26,17	22,5	19,17
04 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		49	31	29	25
		52	27,5	26,5	26
		40,5	35	30,5	26
	moyenne	47,17	31,17	28,67	25,67
05 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		51	47,5	34,5	32
		60	55	30	30,5
		58	45	37	30,5
	moyenne	56,33	49,17	33,83	31
06 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		54,5	51	41,5	35
		65	58	37,5	39,5
		66	52,5	42,5	38
	moyenne	61,8	53,83	40,5	37,5
07 ^{ème} j		Sn ([C.oxy]=0)	Sn ([C.oxy]=0,1)	Sn ([C. oxy]=0,25)	Sn ([C. oxy]=0,5)
		60,5	58,5	48,5	40
		71,5	64	45	46
		69,5	58,5	48	44
	moyenne	67,17	60,33	47,17	43,33

Sn = *Septoria nodorum*

[C. oxy]= concentration d'oxytétracycline (mg/ml)

Tableau N° 8 : Suivi de la croissance de *Pyrenophora tritici* soumis à différentes concentrations d'oxytétracycline pendant 07j

01 ^{er} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		11,5	10	10	10
		11,5	10	10	10
		11,5	10	10	10
	moyenne	11,5	10	10	10
02 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		22	20	20	20
		21,5	21	19	18,5
		20,5	20	21	18
	moyenne	21,33	20,33	20	18,83
03 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		30	29,5	27,5	27
		28,5	28	29,5	28
		31	29	28	29,5
	moyenne	29,83	28,83	28,33	28,17
04 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		49	45	53,5	41,5
		47	48,5	42,5	41,5
		46	44	40,5	43
	moyenne	47,33	45,83	45,5	42
05 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		60	55	60,5	54
		57	60	53,5	51
		55,5	55	50	52,5
	moyenne	57,5	56,67	54,67	52,5
06 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		70	66,5	69	65,5
		71	71	69	63
		72	72	71,5	64
	moyenne	71	69,83	69,83	64,17
07 ^{ème} j		Pt ([C.oxy]=0)	Pt ([C.oxy]=0,1)	Pt ([C. oxy]=0,25)	Pt ([C. oxy]=0,5)
		79	76	73	70,5
		79,5	79	73	70,5
		78	78	69	73,5
	moyenne	78,83	77,67	71,67	71,5

Pt = *Pyrenophora tritici*

[C. oxy]= concentration d'oxytétracycline (mg/ml)