



Université de Ghardaïa

N° d'ordre:  
N° de série:

Faculté des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre  
Département de Biologie

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de

## MASTER

**Domaine :** Sciences de la nature et de la vie

**Filière :** Biologie

**Spécialité :** Biochimie appliqué

**Par :** MATIAZ Anissa

**KERKACHA Redouane**

## Thème

**Activité antioxydante des extraits hydrométhanoliques des  
feuilles et des différentes parties du fruit de *Cucumis melo*  
« *amloun n'waghlène* » (Cucurbitaceae) récoltés dans la  
région de Ghardaïa**

**Soutenu publiquement le : 26/06/2018**

**Devant le jury :**

<b>Mr. DJELLID Youssef</b>	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	<b>Président</b>
<b>Dr. TELLI Alia</b>	Maître de conférences B	Univ. Ghardaïa	<b>Encadrante</b>
<b>Mlle. DAREM Sabrina</b>	Doctorante	Univ. Annaba	<b>Co- Encadrante</b>
<b>Mr. BELHACHMI Mohamed Habib</b>	Maître Assistant A	Univ. Ghardaïa	<b>Examineur</b>

**Année universitaire 2017/2018**

## Dédicaces

*Nous tenons sincèrement à dédier ce modeste travail à nos très chers parents, qui nous ont encouragé pendant notre formation.*

*Que dieu les protège et les garde en bonne santé,  
A nos chères sœurs, frères et leurs enfants.*

*A ceux qu'avec nous avons partagé les meilleurs moments de notre vie.  
Nous les souhaitons tout le bonheur du monde et que dieu les protège et  
les garde en bonne santé.*

*A Toute la promotion Master 02 biochimie appliquée 2017/2018.  
A ceux qui nous connaissent et nous connaissons.*

***Redouane KERKACHA : à l'amour de ma vie Aicha.***

***Anissa METIAZ : à la mémoire de mon père.***

## Remerciements

*Avant toute chose, Nous remercions ALLAH, le tout puissant qui nous a donné de la force et de la patience.*

*Un très grand merci à nos parents pour leur soutien inconditionnel tout au long de nos études et la confiance qu'ils nous ont toujours témoignée. Merci à nos familles et nos amis pour leur présence à nos côtés.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à M. DJELLID Youssef, Maître assistant A au Département de la Biologie à la faculté des Sciences de la nature et de la vie de l'Université de Ghardaïa d'avoir accepté de présider le jury.*

*Au terme de ce travail, nous tenons tout particulièrement à témoigner notre profonde gratitude à notre promotrice Dr. TELLI Alia, Maître de conférences B au Département de la Biologie à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université de Ghardaïa, pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa disponibilité, ses conseils et la confiance qu'elle nous accordée nous ont permis de réaliser ce travail.*

*Sincère remerciement également à M<sup>elle</sup> DAREM Sabrine, Co-promotrice de ce mémoire. Son aide et sa disponibilité ont été des atouts précieux.*

*Nous tenons également à adresser notre vif remerciement à M. BELHACHMI Mohamed Habib, Maître assistant A au Département des Sciences biologiques à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université de Ghardaïa pour avoir accepté d'examiner ce mémoire.*

*Un grand merci adressé à tous les techniciens des laboratoires.*

*Nous tenons à adresser notre vif remerciement aux M. DAOUD Djabir ingénieur en agronomie, M. ABAS Ayoub aux M. DOUAK Hadj Youcef, ainsi que son frère M. ADELAZIZ, anciens agriculteurs de la région, pour leur aide et leur générosité.*

*Un grand merci pour toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail, particulièrement nos collègues de la promotion Master 2 Biochimie appliquée (2018).*

## Liste des abréviations

**ABTS** : 2,2A-Azinobis(3-ethylbenzthiazoline) -6-sulfonic acid.

**Ac Phé** : Acide phénol.

**Do** : Densité optique.

**EAC** : équivalent de l'acide caféique.

**EAG** : équivalent d'acide gallique.

**EC** : équivalent de catéchine.

**ER** : équivalent de rutine.

**ET** : équivalent de Trolox.

**FLV** : Flavonoïds.

**FAB** : fédération des agriculteurs bio.

**FRAP**: Ferric reducing antioxidant power.

**g** : gramme.

**H<sub>2</sub>O** : Eau.

**IC50** : La concentration en extrait phénolique nécessaire pour inhiber 50% des radicaux libres.

**M** : Molarité.

**MeOH** : Méthanol.

**mg** : milligramme.

**min** : Minute.

**mL** : Millilitre.

**Ms** : matière sèche.

**N** : normalité.

**L** : litre.

**PPT** : polyphénols totaux.

**Tc** : tanins condensés.

**V** : volume

**µg** : microgramme.

**µM** : micromolarié.

## Liste des figures

Figure 1. Fleurs mâles de <i>Cucumis melo</i> . (FAB., 2010).....	4
Figure 2. Fleurs femelles de <i>Cucumis melo</i> . (FAB., 2010). .....	4
Figure 3. Feuilles de <i>Cucumis melo</i> local. Originale (METIAZ., 2017).....	4
Figure 4. Fruit de <i>Cucumis melo</i> local. Originale (METIAZ., 2017). .....	4
Figure 5. Melon sauvage (Pitrat, 2011).....	5
Figure 6. Carte géographique de la zone d'étude .....	9
Figure 7. Schéma présente le plan d'étude avec les différentes étapes réalisées. ....	16
Figure 8. Rendement d'extraction des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	21
Figure 9. Teneur en polyphénols totaux des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	22
Figure 10. Teneur en flavonoïdes des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	24
Figure 11. Teneur en acides phénols des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	26
Figure 12. Teneur en tanins des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	28

## Liste des tableaux

Tableau 1. Différents types de melon (Merad, 2015). .....	6
Tableau 2. Classification phylogénétique de <i>Cucumis melo</i> (Liu <i>et al.</i> , 2004).....	7
Tableau 3. Composition de melon (Ciqual, 2017). .....	8
Tableau 4. Résultats de criblage phytochimique des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	18
Tableau 5. IC <sub>50</sub> (µg/mL) déterminées du test ABTS des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> . .....	30
Tableau 6. IC <sub>50</sub> (µg/mL) déterminées du test FRAP des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de <i>C. melo</i> .....	31

## Liste des annexes

Annexe 1. Courbe d'étalonnage d'acide gallique.....	I
Annexe 2. Courbe d'étalonnage de rutine.....	I
Annexe 3. Courbe d'étalonnage d'acide caféique.....	I
Annexe 4. Courbe d'étalonnage de catéchine.....	II
Annexe 5. Photo de Rota vapeur (Heidolph). ....	II
Annexe 6. Photo de Spectrophotomètre (SpectroScan 40) .....	II
Annexe 7. Résultats d'analyse de variance des teneurs en poly phénols totaux des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	II
Annexe 8. Résultats d'analyse de variance des teneurs en flavonoïdes des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	III
Annexe 9. Résultats d'analyse de variance des teneurs en acides phénols des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	III
Annexe 10. Résultats d'analyse de variance des teneurs en tanins condensés des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	III
Annexe 11. Analyse de variance d'activité anti-oxydante (ABTS) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	IV
Annexe 12. Analyse de variance d'activité antioxydante (FRAP) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit .....	IV
Annexe 13. Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de pulpe.....	IV
Annexe 14. Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait des feuilles. ....	V
Annexe 15. Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de liquide.....	V
Annexe 16. Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de l'écorce.....	V

# Activité antioxydante des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *Cucumis melo* « *amloun n'waghlène* » (Cucurbitaceae) récoltés dans la région de Ghardaïa

## Résumé

La présente étude vise à étudier pour la première fois la composition phénolique des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *Cucumis melo* local de M'zab connu sous le nom « *amloun n'waghlène* » et leurs activités antioxydantes. L'extraction des principes actifs est effectuée par macération en utilisant un système de solvants méthanol/eau. L'étude phytochimique a été réalisée en utilisant des tests qualitatifs et quantitatifs afin de mettre en évidence la présence et la quantification de certains métabolites, en particulier les métabolites secondaires. L'évaluation de l'activité biologique est faite par deux tests à savoir : ABTS et FRAP. Les résultats du criblage phytochimique révèlent la richesse des différents extraits en différents types des métabolites tels que les tanins, les cyanidines, les coumarines, les quinones, les alcaloïdes, les terpènes et enfin les composés réducteurs. A l'issue des différents dosages effectués, les résultats obtenus indiquent que les teneurs les plus élevées en polyphénols, en flavonoïdes, en acides phénols et en tanins condensés sont enregistrées pour les extraits de la pulpe ( $19906,96 \pm 2430,72 \mu\text{g EAG/g}$ ), du liquide de la cavité centrale du fruit ( $5856,05 \pm 583,98 \mu\text{g ER/g}$  et  $3235,18 \pm 353,33 \mu\text{g EAC/g}$ ) et de l'écorce du melon ( $3739,71 \pm 206,85 \mu\text{g EC/g}$ ). L'extrait des feuilles a les taux les plus faibles en ces composés. En ce qui concerne l'activité antioxydante, tous les extraits étudiés ont montré une activité antioxydante plus puissante et très remarquable en comparaison avec celles de l'antioxydant standard (le Trolox). L'extrait le plus efficace dans l'inhibition du radical cation  $\text{ABTS}^{\cdot+}$  et la réduction de fer est celui des feuilles avec des valeurs d'IC50 de  $3,40 \pm 0,57 \mu\text{g /mL}$  et de  $15,65 \pm 1,18 \mu\text{g /mL}$  respectivement.

**Mots clés :** *Cucumis melo*, Cucurbitaceae, Ghardaïa, extrait hydrométhanolique, composés phénoliques, activité antioxydante

**Antioxidant activity of the hydromethanolic extracts of leaves and different parts of the fruit  
*Cucumis melo* "amloun n'waghlène" (Cucurbitaceae) harvested in the Ghardaïa region**

**Abstract**

The present study aims to evaluate for the first time the phenolic composition of the hydromethanolic extracts of the leaves and the different parts of the local M'zab *Cucumis melo* fruit known as "amLoun n'waghlène" and their antioxidant activities. The extraction of the active ingredients has been carried out by maceration using a methanol / water solvent system. The phytochemical study was conducted using qualitative and quantitative tests to demonstrate the presence and quantification of certain metabolites, particularly secondary metabolites. The evaluation of the biological activity has been performed by two tests namely: ABTS and FRAP. The results of the phytochemical screening reveal the richness of different extracts in different types of metabolites such as tannins, cyanidines, coumarins, quinones, alkaloids, terpenes and finally reducing compounds. At the end of the various assays carried out, the results obtained indicate that the highest contents of polyphenols, flavonoids, phenolic acids and condensed tannins are recorded for the extracts of the pulp ( $19906,96 \pm 2430,72 \mu\text{g EAG/g}$ ), fluid from the central cavity of the fruit ( $5856,05 \pm 583,98 \mu\text{g ER / g}$  and  $3235,18 \pm 353,33 \mu\text{g EAC/g}$ ) and melon bark ( $3739,71 \pm 206,85 \mu\text{g EC/g}$ ). The leaf extract has the lowest levels in these compounds. Regarding the antioxidant activity, all the extracts studied showed a more powerful antioxidant activity and very remarkable in comparison with those of the standard antioxidant (Trolox). The most effective extract in the inhibition of the radical cation  $\text{ABTS}^{+\cdot}$  and the reduction of iron is that of leaves with  $\text{IC}_{50}$  values of  $3,40 \pm 0,57 \mu\text{g/mL}$  and  $15,65 \pm 1,18 \mu\text{g/mL}$  respectively.

Key words: *Cucumis melo*, Cucurbitaceae, Ghardaïa, hydromethanolic extract, phenolic compounds, antioxidant activity

## النشاط المضاد للأكسدة للمستخلصات الهيدروميثانولية لأوراق و لأجزاء مختلفة من فاكهة *Cucumis melo* «أملون أن وغلان» (القرعيات) المحصودة في منطقة غرداية

### الملخص

تهدف الدراسة الحالية إلى تقييم ولأول مرة التركيب الفينولي للمستخلصات الهيدروميثانولية لأوراق والأجزاء المختلفة من فاكهة مزاب *cucumis melo* المحلية المعروفة باسم "أملون أن وغلان"، ونشاطها المضادة للأكسدة. وقد كشف البحث التحليل النوعي لمختلف المستخلصات وجود العفص، الكومارين، سيانيدين، الكينون، القلويدات، الترنويد، الفلافونويد والبوليفينول. وعلى إثر التحاليل المختلفة التي أجريت، أشارت النتائج إلى أن أعلى وأدنى تراكيز البوليفينول الكلي (PPT) مسجلة لمستخلصات البطيخ وأوراقه على الترتيب ( $2430.72 \pm 19906$  ميكرو غرام EAG/غرام و  $89.64 \pm 2.06$  ميكرو غرام EAG /غرام)، وتم تسجيل أعلى مستويات الفلافونيدات (Flav) وكذلك الأحماض الفينولية (Ac Phe) لمستخلص سائل التجويف المركزي للفاكهة ( $583.98 \pm 5856.06$  ميكرو غرام ER/غرام و  $353.33 \pm 3235.18$  ميكرو غرام EAC/غرام). في حين أن لحاء البطيخ يحتوي على أعلى محتوى من العفص ( $206.85 \pm 3739.71$  ميكرو غرام EC/غرام). وقد أعطت الأوراق أدنى قيم لها بالنسبة لهذه المركبات (Flav و Ac Phe و TC) وهي على حسب الترتيب  $12.77 \pm 183.94$  ميكرو غرام ER/غرام،  $46.31 \pm 5.344$  ميكرو غرام EAC/غرام،  $86.51 \pm 5.80$  ميكرو غرام EC / غرام. وتم تقييم النشاط المضاد للأكسدة عن طريق اختبارين (ABTS و FRAP)، وأظهرت جميع المستخلصات أثناء دراسة النشاط المضاد للأكسدة أنها أكثر فاعلية من مضاد الأكسدة الاصطناعي (Trolox). وكان مستخلص الأوراق في كلا المقياسين أكثر فاعلية مع  $IC_{50}$  مقدرة بـ  $0.57 \pm 3.40$  ميكرو غرام/ملييمتر في اختبار ABTS و  $1.18 \pm 15.65$  ميكرو غرام/ملييمتر في اختبار FRAP.

**الكلمات المفتاحية:** *Cucumis melo*، القرعيات، غرداية، مستخلصات هيدروميثانولية، مركبات الفينول، نشاط مضاد للأكسدة.

## Table de matières

<b>Dédicaces</b> .....	<b>II</b>
<b>Remerciements</b> .....	<b>III</b>
<b>Liste des abréviations</b> .....	Erreur ! Signet non défini.
<b>Liste des figures</b> .....	<b>V</b>
<b>Liste des tableaux</b> .....	<b>VI</b>
<b>Liste des annexes</b> .....	<b>VII</b>
<b>Résumé</b> .....	<b>VIII</b>
<b>Abstract</b> .....	<b>IX</b>
<b>المخلص</b> .....	<b>X</b>
<b>Introduction</b> .....	<b>1</b>
<b>Chapitre I- Aperçu bibliographique sur le melon</b> .....	<b>3</b>
I. <i>Cucumis melo</i> .....	3
I.1. Présentation de l'espèce .....	3
I.2. Description botanique.....	3
I.3. Classification .....	4
I.4. Culture de melon .....	7
I.5. Valeur nutritive.....	8
I.6. Intérêt thérapeutique .....	9
<b>Chapitre II- Matériel et méthodes</b> .....	<b>9</b>
II.1. Zone d'étude .....	9
II.2. Matériel .....	9
II.2.1. Matériel végétal.....	9
II.3. Méthodes.....	10
II.3.1. Extraction .....	10
II.3.2. Conservation des différents extraits .....	10
II.3.3. Détermination du rendement d'extraction.....	10

II.3.4. Etude phytochimique.....	11
II.3.5. Evaluation de l'activité antioxydante.....	14
II.4. Analyse statistique .....	15
<b>Chapitre III. Résultats et discussion.....</b>	<b>18</b>
III.1. Criblage phytochimique .....	18
III.2. Rendement .....	21
III.3. Analyses quantitatives .....	22
III.3.1. Teneur des polyphénols totaux .....	22
III.3.2. Teneurs en flavonoïdes .....	24
III.3.3. Teneurs en acides phénols .....	26
III.3.4. Teneurs des tanins.....	28
III.4. Evaluation de l'activité antioxydante .....	29
III.4.1. Inhibition du radical cation ABTS•+ .....	30
III.4.2. Pouvoir réducteur de fer (FRAP).....	31
<b>Conclusion et perspectives.....</b>	<b>33</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>35</b>
<b>Annexes</b>	

# *Introduction*

## **Introduction**

L'homme et les plantes vivent côte à côte depuis des dizaines de milliers d'années. Il est habitué à consommer et à digérer différentes espèces de plantes, qui sont bien souvent appréciées par leurs qualités aussi bien médicinales que nutritives (Bloch *et al.*, 2001).

L'alimentation ultra-transformée d'aujourd'hui favorise le stress oxydatif mais également la pollution et le stress psycho-social. Le stress oxydatif est réellement toxique pour la santé. Il concerne tous les éléments qui agressent les tissus de l'organisme au moyen des radicaux libres (Will et Blandine, 2017). Ces derniers sont des espèces instables qui réagissent rapidement et de manière destructive avec des biomolécules telles que les protéines, les lipides, l'ADN et l'ARN dans le corps. La production incontrôlée des radicaux libres est associée à la peroxydation des lipides et des protéines, entraînant des dommages structurels cellulaires, lésions des tissus ou des mutations géniques et finalement conduit au développement de divers troubles de santé tels que la maladie d'Alzheimer, le cancer, le diabète sucré, l'hypertension et le vieillissement (Mantle *et al.*, 2000). En outre, l'auto-oxydation des lipides entraîne également une détérioration de la qualité des aliments (Kanner, 1994).

Il est tout de même important de comprendre que la formation de radicaux libres est naturelle et inévitable, c'est-à-dire qu'ils sont produits même chez les personnes qui suivent un régime alimentaire sain. Seulement, la consommation d'antioxydants peut ralentir le processus de vieillissement des tissus et de la dénaturation des molécules (Will et Blandine, 2017).

Les antioxydants jouent un rôle important dans la défense du corps contre les dommages des radicaux libres. Ces molécules se réfèrent à un groupe de composés capables de retarder ou d'inhiber l'oxydation des lipides ou autres biomolécules, ainsi que de prévenir ou de réparer les dommages de la cellule causés par l'oxygène (Shahidi et Naczki, 2004). Ils travaillent en empêchant la formation de nouvelles espèces radicalaires, en convertissant les radicaux libres existants en molécules moins nocives et en empêchant les réactions enchaînées des radicaux. (Rodriguez *et al.*, 2007).

La famille des Cucurbitaceae comprend plusieurs espèces de plantes d'une grande importance économique, y compris la pastèque (*Citrullus lanatus*), la courge (*Cucurbita maxima*), le concombre (*Cucumis sativus*) et le melon (*Cucumis melo*) (Ritschel *et al.*, 2004).

Le melon (*Cucumis melo*), d'importances horticoles cultivées mondialement, est considéré l'espèce la plus diversifiée au sein du genre *Cucumis* (Kirkbride, 1993). Il est parmi les fruits les

plus consommés en été vu sa forte teneur en eau (90%) (Kader *et al.*, 2004), et comme c'est un fruit saisonnier périssable, on cherche à l'utiliser sous d'autres formes pour le consommer durant toute l'année (Jebar *et al.*, 2004). Les feuilles, les écorces ainsi que les graines du melon sont généralement jetées et non utilisées. Néanmoins, ces parties peuvent constituer une valeur ajoutée dans la pharmacologie en tant que compléments alimentaires vu de leur richesse en fibres alimentaires, antioxydants et vitamines.

Dans ce contexte, cette étude vise à évaluer les activités biologiques des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit de melon de variété locale de Ghardaïa connue sous le nom (*Amouln n'waghlène*).

## *CHAPITRE 1*

### *Aperçu bibliographique sur le melon*

## **Chapitre I- Aperçu bibliographique sur le melon**

### **I. *Cucumis melo***

#### **I.1. Présentation de l'espèce**

Le terme « melon », qui est apparu dans la langue française au XIII<sup>e</sup> siècle, dérive du latin *melo* ou *meloepone* (littéralement « pomme-melon ». Le melon ou *Cucumis melo* est une plante herbacée annuelle originaire d'Afrique intertropicale, appartenant à la famille des Cucurbitaceae (Merad, 2015).

#### **I.2. Description botanique**

Le melon est un Angiosperme de l'ordre des Cucurbitales, proche de l'ordre des Fagales (bouleau, hêtre, noyer). Les deux familles les plus importantes en nombre d'espèces dans l'ordre des Cucurbitales sont les Bégoniaceae et les Cucurbitaceae (Pitrat, 2018).

Parmi les Cucurbitaceae, le genre *Cucumis* a récemment été redéfini et inclue maintenant plusieurs anciens genres voisins (*Cucumella*, *Oreosyce*, *Myrmecosicyos*). Il comprend plus de 40 espèces dont deux ont une grande importance économique : le melon (*Cucumis melo*) et le concombre (*Cucumis sativus*). Si le genre *Cucumis* est probablement originaire d'Asie, l'espèce *C. melo* est originaire d'Afrique. Le melon est diploïde avec 2 x 12 chromosomes. Il se distingue de la plupart des espèces voisines par l'absence d'aspérités ou d'épines sur le fruit (Merad, 2015).

Le melon est une plante herbacée annuelle. La tige n'est pas volubile mais la plante peut grimper en s'accrochant à des supports grâce à des vrilles simples. Les feuilles sont généralement entières assez arrondies, parfois assez fortement découpées (Pitrat, 2018). Les fleurs ont une corolle orange (Merad, 2015).

Les Cucurbitaceae sont des plantes annuelles monoïques, c'est-à-dire qu'elles produisent des fleurs mâles (figure 1) et des fleurs femelles (figure 2) séparées, mais sur la même plante, les fleurs femelles peuvent être identifiées en localisant l'ovaire (qui ressemble à un petit concombre, melon, ou courge en fonction de la culture) situé à la base de la fleur (FAB., 2010).



**Figure 1.** Fleurs mâles de *Cucumis melo*. (FAB., 2010).



**Figure 2.** Fleurs femelles de *Cucumis melo*. (FAB., 2010).

**\* Variété locale :**

Le *Cucumis melo* local a des feuilles de couleur verte foncée ainsi que leur pétiole, comme les tiges elles-mêmes, sont rudes au toucher, par l'effet des poils courts, la chaire de son fruit est rugueuse de couleur blanche jaunâtre à orangée, et sa pulpe cristallisée de couleur orange clair, est très juteuse et très parfumée à maturité. Ses pépins baignent dans un liquide visqueux bien concentré dans la cavité centrale.



**Figure 3.** Feuilles de *Cucumis melo* local. Originale (METIAZ., 2017).



**Figure 4.** Fruit de *Cucumis melo* local. Originale (METIAZ., 2017).

### I.3. Classification

#### I.3.1. Melon sauvage

Le melon sauvage (figure 3) est caractérisé par de petits fruits (20 à 50g) de forme ronde à ovale. L'épiderme est lisse parfois poilu de couleur verte claire avec généralement des rayures vertes sombres. La chaire est extrêmement fine (1 à 2 mm) non sucrée, non aromatique, parfois amère. Il y a de très nombreuses graines (Pitrat, 2011).

Les melons sauvages sont très généralement monoïques, Ils peuvent être climactériques ou non climactériques. On les trouve on Afrique mais aussi en Inde. Il y a souvent des formes intermédiaires résultant de l'hybridation avec des melons cultivés et ayant des fruits plus gros à chair orange et plus épaisse (Pitrat, 2011).



**Figure 5.** Melon sauvage (Pitrat, 2011).

#### I.3.2. Melon cultivé

Le melon cultivé est une espèce extrêmement variable, en particulier pour les fruits. Linné lui-même a décrit trois espèces qui sont aujourd'hui considérées comme appartenant à la même espèce *C. melo*. La première classification générale est celle de Naudin (1859) et elle sert encore aujourd'hui de référence. Selon les critères de fruit : forme et poids, présence ou absence de sillons, de côtes, de plis, de broderies et répartition des couleurs (tâches, rayures), couleur de la chaire, sucre, texture, taille et couleur des graines, type de maturation (climactérique ou non climactérique). Globalement on peut distinguer : trois grands groupes :

1. Melons légumes : récoltés immatures et même à maturité, sont pas sucrées.
2. Melons fruits : récoltés à maturité et sucrées.
3. Melons parfums : récoltés à maturité, non consommé (Pitrat, 2011).

**Tableau 1.** Différents types de melon (Merad, 2015).

Genre de melon	Description	Image
Melon cantaloup ( <i>C. melo</i> Var. cantalupensis)	-Ecorce verruqueuse ou lisse.  -Chair orange sucrée.	
Melon (jaune canari)	-Fruit allongé et ovale présente une peau jaune.  -Chair croquante, sucrée et parfumée.	
Melon (figaro)	-Fruit rond, parfumé et de très bonne qualité gustative.	
Melon (cantaloup noir des carmes)	-Peau très côtelée vert foncé.  -Chair sucrée et parfumée.	

Un critère important pour les melons fruits récoltés matures est la durée de conservation après la récolte. Certains types variétaux ont une crise climactérique intense qui correspond à une évolution très rapide avec une perte de fermeté de la chair, ce qui conduit à des fermentations alcooliques, et au développement des composés volatils désagréables. D'autres, au contraire, ont une crise climactérique très faible voire absente et peuvent se conserver très longtemps après la récolte (Merad, 2015).

**Tableau 2.** Classification phylogénétique de *Cucumis melo* (Liu *et al.*, 2004)

<b>Règne</b>	<b>Plantae</b>
<b>Sous-Règne</b>	Tracheobionta
<b>Division</b>	Magnoliophyta
<b>Classe</b>	Magnoliopsida
<b>Sous-Classe</b>	Dileniidae
<b>Ordre</b>	Cucurbitales
<b>Famille</b>	Cucurbitaceae
<b>Genre</b>	<i>Cucumis</i>
<b>Espèce</b>	<i>Cucumis melo</i>

#### I.4. Culture de melon

Le melon est une plante allogame qui se cultive par semis au milieu du printemps. Mieux vaut semer en place car les racines des Cucurbitaceae sont assez fragiles. Planter deux ou trois graines (afin de sélectionner la meilleure plante) tous les mètres car le melon a une tendance à s'étaler. Il apprécie un emplacement chaud, ensoleillé et un sol riche (type fumier). En l'absence du fumier et pour faciliter le développement, on pourra apporter un engrais riche en potassium (Dupois et Khal-Agadi, 2011).

Il y a quatre facteurs qui influencent sur la qualité d'un melon : variété, ensoleillement, irrigation, maturité du fruit : le jour de la récolte. Il est important de récolter le melon après une bonne période d'ensoleillement et plutôt le soir que le matin (le matin les sucres sont plus bas avec l'utilisation du sucre de la plante comme aliment pendant la nuit où la plante respire sans photosynthèse) (Lester et Crosby, 2004).

On peut poser le melon lorsqu'il commence à faire une certaine taille, sur une tuile ou un tapis de gravier pour le protéger de l'humidité du sol et de façon que ce support lui apporte un maximum de chaleur propice à la maturation du fruit (Dupois et Khal-Agadi, 2011).

Le melon est mur lorsque ses feuilles et son écorce commencent à jaunir et sa peau et son pédoncule à craqueler (Dupois et Khal-Agadi, 2011).

### I.5. Valeur nutritive

Le fruit de melon Contenant beaucoup d'eau, le melon est très désaltérant et peu calorique. Il est riche en vitamines et de minéraux. En particulier vitamine B9, et en éléments minéraux (surtout le potassium). (tableau 2) (Ciquial, 2017).

**Tableau 3.** Composition de melon (Ciquial, 2017).

Les données de base	
Calories (kcal pour 100 g)	41.9
Protéines (g pour 100 g)	0,73
Glucides (g pour 100 g)	8,79
Vitamines	
Vitamine C (mg pour 100 g)	28.8
Vitamine E (mg pour 100 g)	0,05
Vitamine B9 (mg pour 100 g)	23.3
Minéraux	
Potassium (mg pour 100 g)	335
Calcium (mg pour 100 g)	12.3
Magnésium (mg pour 100g)	18.9
Oligoéléments	
Bêta-carotène (µg/100g)	2020

Le melon est riche en vitamines importantes, telles que la riboflavine, la thiamine et l'acide folique (Eitenmiller *et al.*, 1985).

Une étude réalisée sur la composition de melon a montré qu'il existe une variation considérable des sucres, des minéraux et des phytonutriments dans les régions du mésocarpe du melon :

Selon Lester., (2008), les concentrations, de sucres totaux, de  $\beta$ -carotène et d'acide 5-méthyltétrahydrofolique variaient selon les parties du fruit. Lester et Agric (2008) ont montré que le melon est riche en acide ascorbique, bore, cuivre, fructose, glucose, phosphore, potassium, zinc, calcium, fer, magnésium, manganèse et sodium.

Neuf composés phénoliques ont été identifiés dans l'extrait méthanol/eau, à savoir l'acide caféique, deux dérivés de l'acide vanillique, les ellagitanins, la quercétine-3-rutinoside, les dérivés de l'acide syringique et l'acide ellagique. Les quantités d'acide gallique, d'acide caféique et de catéchine étaient plus élevées parmi tous les composés phénoliques (Barry, 2016).

## I.6. Intérêt thérapeutique

Comme le melon est une excellente source de  $\beta$ -carotène, sa consommation est liée à un risque moindre de souffrir de certains cancers, ce qui confère à ce fruit un grand intérêt thérapeutique (Tonelli, 2013).

Il a des atouts pour la santé à ne pas négliger : il est utilisé pour soigner des rhumatismes, les hémorroïdes, l'arthrite, et l'ensemble des maladies liées aux poumons (Emmanuelle, 2008).

La décoction des feuilles et des graines de *Cucumis melo* par voie orale (1 verre le matin, le midi et le soir pendant 03 jours) peut traiter l'anémie et la diminution du lait chez les mamans (Etame-Leo *et al.*, 2018).

Selon les tradipraticiens de la région (Ben Isguen/*at isjen*), les Cucurbitaceae dont les feuilles et les différentes parties du fruit de melon, sont utilisées contre plusieurs maladies :

- La pulpe du potiron cuite (bouillonnée) est utilisée tiède à appliquer sur les lésions cutanées.
- Le broyat de pulpe de la courge de M'zab « *Tamissa* », tel quel est, est utilisée en cas de brûlure légère ou d'inflammation externe et contre l'œdème des coups de soleil.
- La pulpe du fruit de melon ou de la courge du M'zab mûre, est utilisée pour les soins du visage.
- Le broyat de l'écorce du melon avec ses graines infusé est utilisé pour ces capacités lactogènes.
- La tisane préparée par les graines sèches du melon ou du potiron associées aux feuilles du basilic peut éradiquer les oxyures par sa propriété vermifuge.
- La tisane des graines du melon est utilisée pour traiter les brûlures mictionnelles et la lithiase rénale ou associée aux graines de l'anis contre la constipation.
- L'écorce du fruit de melon fraîches sont utilisées contre l'irritation cutané de la peau « *ourraff* ».

## *Chapitre 11*

### *Matériel et méthodes*

## Chapitre II- Matériel et méthodes

### II.1. Zone d'étude

Le champ potager de la famille DOUAK (né en 1915) a été créé en 1957 par Mr DOUAK Bakir, dans la palmeraie (Reg) de Ben Isguen à Ghardaïa (figure 4, coordonnées : 32.4494049, 3.6609152 altitude : 508 m). Il couvre une superficie totale de 8 ha, spécialisé en phœniciculture et la culture maraîchère. Cette culture produit entre 50 et 60 melons (amLoun n'waghlène) par jour pendant l'été. Les ressources hydriques au niveau du site proviennent d'un puits d'eaux souterraines, l'irrigation se fait une ou deux fois par jour durant le stade de maturation du melon.



**Figure 6.** Carte géographique de la zone d'étude

### II.2. Matériel

#### II.2.1. Matériel végétal

##### a. Choix du matériel végétal (espèce étudiée)

Le choix *Cucumis melo* variété locale de la région de Ghardaïa (*amloun n'waghlène*) pour évaluer ses activités biologiques est basé sur le fait que cette variété n'est connue que dans la région de Ghardaïa et qu'elle n'est pas étudiée avant.

Aussi, elle est largement cultivée dans la région du M'zab, et beaucoup appréciée par les gens ce qui augmente son intérêt économique.

### c. Echantillonnage

Les feuilles et le fruit de *Cucumis melo* L. sont récoltés pendant le mois de juillet 2017, dans la palmeraie de Ben Isguen, la vallée de Mzab à Ghardaïa qui se situe à 600 km de la capitale Alger en partie sud de l'Algérie.

### d. Séchage et broyage

Les feuilles, et les différentes parties du fruit (écorce et pulpe), ont été immédiatement, nettoyées et lavées de tout résidu adhérent, ensuite sont séchées à l'abri de la lumière pendant quatre jours, en les retournant tous les jours pour les faire sécher plus rapidement. Enfin, ces différentes parties sont broyées dans un moulin café (SONELEC®) en poudre fine. Les poudres obtenues ont été conservées dans des flacons en verre hermétiques jusqu'à leur utilisation. En ce qui concerne le liquide de la cavité centrale du melon, nous l'avons utilisé à l'état frais.

## II.3. Méthodes

### II.3.1. Extraction

L'extraction des principes actifs a été effectuée par macération. Nous avons utilisé un système de solvants constitué de méthanol et eau avec un rapport de 80/20 : v/v. une quantité de 10 g de matériel végétal est mélangée avec 100 mL de méthanol/eau (rapport solide/liquide : 1/10). Après 24 heures, le mélange est filtré. Cette opération a été répétée deux fois gardant la même matière végétale.

### II.3.2. Conservation des différents extraits

Les différents extraits hydrométhanoliques ont été concentrés par évaporateur rotatif (Heidolph) à 50°C jusqu'à l'évaporation du méthanol. Les extraits ont été conservés à +4°C, l'extrait du liquide, comme a été préparé depuis l'été, on l'a conservé à -18°C.

### II.3.3. Détermination du rendement d'extraction

Après l'évaporation d'eau à 105±3 °C par l'étuve pendant 24 heures, les résidus secs de l'extrait sont pesés. Le rendement d'extraction pour chaque extrait est déterminé selon la relation suivante :

$$R\% = \frac{PS_e \times 100}{PS_{mv}}$$

Où :

**R%** : Rendement d'extraction (%).

**PSe** : Poids sec d'extrait (g).

**PSmv** : Poids sec de matériel végétal (g).

### II.3.4. Etude phytochimique

#### II.3.4.1. Criblage phytochimique

Le criblage phytochimique est un ensemble des tests phytochimiques permettant de mettre en évidence la présence des différents métabolites dans les extraits des feuilles et les différentes parties du fruit de *Cucumis melo*.

##### a. Alcaloïdes

Le réactif de Mayer a été utilisé pour mettre en évidence la présence des alcaloïdes (1.36 g HgCl<sub>2</sub>, 5g KI, l'eau distillé q.s.p 100). A un volume d'extrait de 1 mL est ajouté 5 mL d'une solution d'acide chlorhydrique (1%). Le mélange est chauffé dans un bain-marie. Quelques gouttes de réactif de Mayer sont ajoutées. La formation d'un précipité blanc révèle la présence des alcaloïdes (Benhazi, 2001 ; Chaouch, 2001).

##### b. Tanins

La présence des tanins galliques est indiquée par une coloration verdâtre ou bleu-noir si on incube pendant 15 min à 50°C le mélange de 2 mL d'extrait avec quelques gouttes d'une solution de FeCl<sub>3</sub> (1%) (Trease et Evans, 1987).

La recherche des tanins catéchiqes est obtenue grâce au réactif de Stiasny (10 mL de formol (35%) + 5 mL d'acide chlorhydrique) : sur 30 mL d'extrait aqueux on ajoute 15 mL de réactif de Stiasny, ensuite la solution est chauffée à reflux au bain-marie pendant 15 à 30 minutes. L'apparition d'un précipité de couleur rose clair montre la présence des tanins catéchiqes (Mibindzou Mouellet, 2004).

##### c. Anthocyanes

Les anthocyanes en milieu acide donnent une coloration rouge et en milieu basique donnent une couleur bleu violacé, donc pour les détecter on ajoute 2 mL d'HCl (2 N) à 2 mL d'extrait aqueux puis 2 mL d'hydroxyde d'ammonium (NH<sub>4</sub>OH) (Mibindzou Mouellet, 2004).

**d. Cyanidines**

À 5 mL d'extrait aqueux, on ajoute 5 mL d'éthanol chlorhydrique (éthanol à 95°, eau distillée et acide chlorhydrique en volumes égaux de 5 mL) ensuite quelques copeaux de magnésium sont ajoutés ainsi qu'un volume de 1 mL d'alcool isoamylique (Mibindzou, 2004).

L'apparition d'une coloration sur la couche surnageante d'alcool isoamylique indique la présence des flavonoïdes libres (génine) :

- Une coloration rose-orangée indique la présence des flavones.
- Une coloration rose-violacée indique la présence des flavanones.
- Une coloration rouge indique la présence des flavonols et des flavanonols.

**e. Coumarines**

La révélation des coumarines se fait par la réaction entre 3 mL de NaOH (10%) et 2 mL de chaque extrait à 50 %. L'apparition d'une couleur jaune indique la présence de ce métabolite (Diallo, 2000).

**f. Les quinones**

Une couleur qui vire du rouge au violet se développe si on ajoute quelques gouttes de NaOH (1%) à 5 mL d'extrait ce qui indique la présence des quinones libres (Dohou, 2004).

**g. Terpénoïdes**

La présence des terpénoïdes est détectée par la formation de deux phases et une couleur marronne à l'interphase après l'ajout de 5 mL de l'extrait à un mélange de 2 mL de chloroforme et de 3 mL d'acide sulfurique concentré (Telli., 2018).

**h. Stéroïdes**

On ajoute 0,5 mL de d'acide sulfurique concentré (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) à 5 mL d'anhydride acétique avec 5 mL de l'extrait, une coloration violette qui vire au bleu puis au vert indique une réaction positive (Harborne, 1998).

### **i. Sucres réducteurs**

Les sucres réducteurs sont détectés par l'ajout de 2 mL de liqueur de Fehling à 1 mL d'extrait en mélange avec 2 mL d'eau distillée. Un test positif est révélé par la formation d'un précipité rouge-brique après le chauffage au bain-marie à 40°C (Telli, 2018).

### **II.3.4.2. Analyses quantitatives**

#### **a. Dosage des polyphénols totaux**

Le dosage des polyphénols totaux a été fait par la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par Singleton et Rossi (1965). Chaque extrait (40 µl) ou l'acide gallique (0-800 µg/mL) est mélangé avec 1,8 mL de réactif Folin-Ciocalteu (dilué 10 fois avec de l'eau distillée). Après un repos de 5 min, 1,2 mL de la solution de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> (7,5 %) est ajouté au mélange. Après une homogénéisation vigoureuse puis un repos de 60 min à l'obscurité, à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 765 nm par un spectrophotomètre UV-Visible. Les résultats sont exprimés en µg en équivalent d'acide gallique EAG/g de poids sec (PS) de matériel végétal (Shui et Leong, 2006).

#### **b. Dosage des flavonoïdes**

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé selon la méthode colorimétrique de Kim *et al.* (2003). Un volume de 1 mL de l'extrait est dilué avec 4 mL de l'eau distillée. Ensuite, 0,3 mL de solution de nitrite de sodium NaNO<sub>2</sub> (5%) est ajouté. Après 5 min, 0,3 mL de solution de chlorure d'aluminium AlCl<sub>3</sub> (10%) est ajouté. Le mélange est laissé au repos pendant 5 min, puis 2 mL de solution d'hydroxyde de sodium NaOH (1 M) sont additionnés. Le volume de ce mélange est complété à 10 mL avec de l'eau distillée. Après agitation, l'absorbance est mesurée immédiatement à 510 nm un spectrophotomètre UV-Visible. La gamme étalon est préparée avec la rutine (0,05-0,5 mg/mL) et les résultats sont exprimés en µg équivalent de rutine ER/g de poids sec de matériel végétal (Kim *et al.*, 2003)

#### **c. Dosage des acides-phénols**

L'estimation des acides-phénols est effectuée selon la méthode d'Arnov (Szauffer-Hadjrych, 2004). Un volume de 1 mL d'échantillon est mélangé à 5 mL de l'eau distillée, puis 1 mL d'HCl (0,5 M), 1 mL de réactif d'Arnov (solution aqueuse de molybdate de sodium 10 (p/v) et nitrite de sodium 10% (p/v)) et 1 mL d'hydroxyde de sodium (1 M) ont été additionnés. Le volume du mélange réactionnel est complété à 10 mL avec de l'eau distillée. La lecture de l'absorbance est faite à 490 nm par un spectrophotomètre UV-Visible. L'acide caféique a été utilisé comme

référence pour la préparation de la courbe d'étalonnage avec des concentrations allant de 0 à 200 µg/mL. Les résultats sont exprimés en µg équivalent d'acide caféique EAC/g de poids sec de matériel végétal (Szauffer-Hadjrych, 2004).

#### **d. Dosage des tanins condensés**

La méthode décrite par Sun *et al.* (1998) est celle de la vanilline-HCl. A 0,2 mL de l'extrait, 1 mL de la solution fraîchement préparée de vanilline 1% (p/v) en acide acétique glacial et HCl (98 :2, v/v) est ajouté. Après incubation à 30 °C pendant 20 min, l'absorbance est mesurée à 510 nm par un spectrophotomètre UV-Visible. L'étalonnage est réalisé avec de la catéchine (de 0 à 1 mg/mL) et le taux des tanins condensés est calculé en µg en équivalent de catéchine EC/g de poids sec de matériel végétal (Sun *et al.*, 1998)

### **II.3.5. Evaluation de l'activité antioxydante**

#### **II.3.5.1. Test ABTS**

La solution de radical d'ABTS<sup>•+</sup> est préparée par la réaction entre une solution d'ABTS 7 mM et une solution de persulfate de potassium K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub> 2,45 mM incubées à 23 °C pendant 12 à 16 heures, à l'obscurité. La solution d'ABTS<sup>•+</sup> est diluée avec l'eau jusqu'à l'obtention une absorbance égale à 0,700±0,020 à 734 nm (Cai *et al.*, 2004). Un volume de 3,9 mL de cette solution est mélangé avec 0,1 mL de l'échantillon testé, préparé à différentes concentrations (25, 50, 100, 200, 400, 800 µg/mL). Le mélange est agité vigoureusement. Après un repos de 6 min à 23 °C, l'absorbance est mesurée à 734 nm. La courbe d'étalonnage est obtenue en utilisant une solution éthanolique + de Trolox (acide carboxylique 6-hydroxy-2,5,7,8-tetraméthylchroman) à différentes concentrations (0 à 500 µM). Les résultats sont exprimés en µg/mL en équivalent de Trolox (Cai *et al.*, 2004).

#### **II.3.5.2. Pouvoir réducteur du fer (FRAP, ferric reducing ability of plasma)**

Le pouvoir réducteur du fer (Fe<sup>3+</sup>) est déterminé dans les différents extraits, selon la méthode de Benzie et Strain (1996) avec de légères modifications (Jaitak *et al.*, 2010). Le principe de cette méthode est basé sur la réduction de 2,4,6-Tris(2-pyridyl) -1,3,5-triazine ferrique (TPTZ-Fe<sup>3+</sup>) au ferreux (TPTZ-Fe<sup>2+</sup>), une forme colorée obtenues en présence d'un agent antioxydant (Figure 2.3). Le réactif FRAP est préparé à partir de tampon acétate (0,3 M, pH 3,6), de TPTZ 10 mM en solution dans de l'HCl 40 mM et d'une solution de FeCl<sub>3</sub> (20 mM) en proportion de 10 :1 :1 (v/v) respectivement. Chaque extrait de l'échantillon testé, préparé à différentes concentrations (25, 50, 100, 200, 400, 800 µg/mL).50 µl de ces solutions sont ajoutés à 1,5 mL de réactif FRAP.

L'absorbance du mélange réactionnel est ensuite mesurée à 593 nm après 4 min (Jaitak *et al.*, 2010). Le Trolox a été utilisé comme standard (0 à 800  $\mu$ M) et les résultats sont exprimés en  $\mu$ g/mL équivalent de Trolox (Jaitak *et al.*, 2010).

#### **II.4. Analyses statistiques**

Les résultats des tests effectués sont exprimés en moyenne  $\pm$  écart type de trois réplicas analytiques. L'ANOVA a été réalisée pour évaluer la variabilité entre les paramètres étudiés. La régression linéaire a été utilisée comme modèle afin de déterminer IC<sub>50</sub>. Le coefficient de corrélation de Person a été calculé pour déterminer la corrélation entre les méthodes de l'activité antioxydante et l'influence des différents métabolites dosés sur la capacité antioxydante des différents extraits de la plante étudiée. Toutes les analyses ont été réalisées avec XLSTAT 2009.

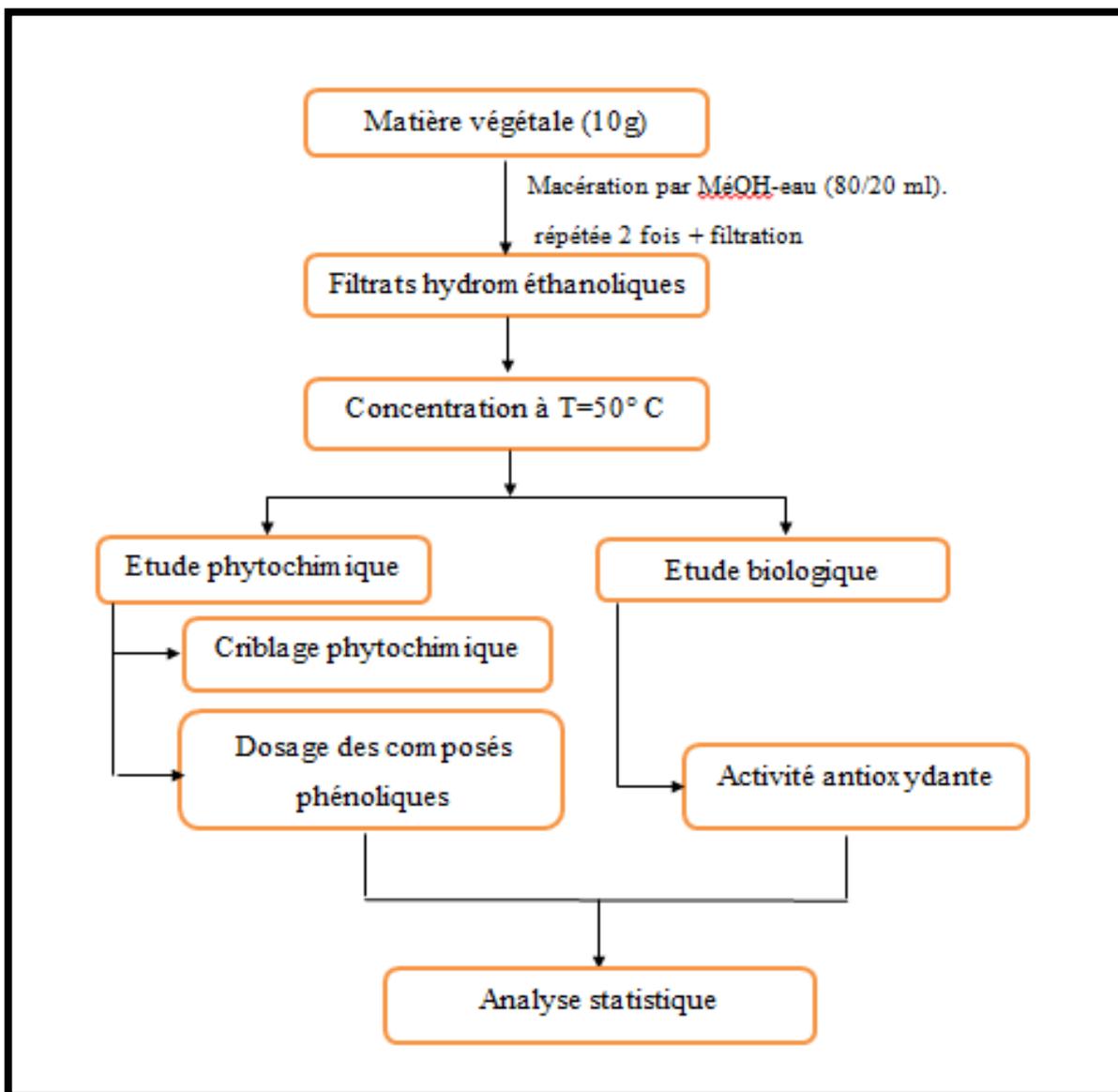
Les différences de variabilité en fonction de  $P$  (probabilité de mettre en évidence des différences significatives) sont classées en :

$P > \alpha = 0,05$  : différence non significative.

$P < \alpha = 0,05$  : différence significative.

$P < \alpha = 0,01$  : différence hautement significative.

$P < \alpha = 0,001$  : différence très hautement significative.



**Figure 7.** Schéma présente le plan d'étude avec les différentes étapes réalisées.

## *CHAPITRE III*

### *Résultats et discussion*

## Chapitre III. Résultats et discussion

## III.1. Criblage phytochimique

Les résultats de criblage phytochimique des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *Cucumis melo* récoltés de la palmeraie de Ben Isguen, sont présentés dans le tableau 4.

**Tableau 4.** Résultats de criblage phytochimique des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Substance organique	Extrait des feuilles	Extrait de la pulpe	Extrait du liquide	Extrait de l'écorce
Tanins galliques	+	+	+	+
Tanins catéchiques	+	+	+	+
Anthocyanes	-	-	-	-
Cyanidines	+	+	+	+
Coumarines	+	+	+	+
Quinones	+	+	+	+
Alcaloïdes par le réactif de Mayer	+	+	+	+
Terpènes	+	+	+	+
Stéroïdes	-	-	-	-
Composés réducteurs	-	+	+	-

(-) : Absent, (+) : Présent.

Les résultats obtenus ont révélé la richesse de ces extraits en tanins, cyanidines, coumarines, quinones, alcaloïdes et terpènes. En ce qui concerne les composés réducteurs, nous constatons que ces composés ne sont présents que dans les extraits de la pulpe et du liquide.

Les tanins sont largement répandus dans les organes des plantes et montrent une forte présence dans les feuilles et dans les racines. Ces substances sont très intéressantes pour leurs activités (Pierre, 2008).

Elles ont pour effet principal, pour les plantes, de les rendre peu digestibles, empêchent la digestion, par les herbivores (insectes surtout et leurs larves, chenilles essentiellement), des tissus végétaux en bloquant leurs enzymes digestives (Keiko *et al.*, 2009).

Ce qui explique la résistance connue et remarquée par les agriculteurs de la région depuis des années, et son intolérance par certaines personnes sensibles.

Plusieurs auteurs ont montré que différents composés phénoliques dont les tanins et les flavonoïdes, ainsi que les terpènes et les alcaloïdes sont présents dans plusieurs espèces appartenant à la famille des (Cucurbitaceae), tel que *Citrullus colocyrhis* et *Ecballium elaterium* (Baba Aïssa, 2000).

Le test des anthocyanes a donné un résultat négatif pour tous les extraits étudiés, ce résultat n'est pas en accord avec celui de Yété et *al.*, (2015) qui ont révélé positivement la présence des anthocyanes dans l'extrait hydroéthanolique de *Cucumeropsis edulis* (Cucurbitaceae) (Yété et *al.*, 2015).

La cyanidine fait partie des principaux anthocyanidines rencontrés dans la nature (Sarni-Manchado et Cheynier, 2006). Généralement présentes sous forme d'hétérosides comme la plupart des flavonoïdes (Bouthaina, 2008).

La glycosylation et l'acylation renforcent la stabilité des anthocyanidines. De même le degré de glycosylation favorise la leur stabilité (les diosides sont plus stables que les mono osides correspondants) (Bouthaina, 2008). Elle est nécessaire pour le stockage stable des pigments colorés dans les tissus des plantes, comme la cyanidine-3-glucoside (Keiko et *al.*, 2009).

La coumarine fonctionne comme défenseur de la plante, elle a des propriétés antimicrobiennes, des capteurs de rayonnement UV et des inhibiteurs de germination. En dépit de l'agréable odeur sucrée de ce composé, la coumarine a un goût amer et les animaux l'évitent quand ils le peuvent (Pierre, 2008). Elles ont des effets différents sur le développement des plantes suivant leur concentration et aussi selon l'espèce. Elles sont principalement présentes sous forme glycosylée, une forme de stockage permettant d'éviter les effets toxiques de ces molécules. Les coumarines sont biologiquement actives : anti-inflammatoire, anticoagulante, antitumorale, diurétiques, antimicrobienne, antivirale et analgésique. Ces molécules sont capables de prévenir la peroxydation des lipides membranaires et de capter les radicaux hydroxyles, superoxyde et peroxydes (Yezza et Bouchama, 2014).

Les quinones, chez les plantes, on les trouve dans les téguments des graines, des fruits, des fleurs, des racines, des feuilles et des tiges, bien que la plus grande concentration se trouve généralement dans les fruits et les fleurs. Ce sont des puissants purgatifs, fongicides, vermifuges et vitaminiques (Pierre, 2008).

D'après la littérature, des études phytochimiques sur les feuilles, les écorces, les graines et les pulpes des fruits, ainsi que les racines des plantes de cette famille ont révélé la présence des alcaloïdes (Chaouch., 2001 ; N'Guessan *et al.*, 2009 ; Chenni., 2010 ; Johnson *et al.*, 2016), ce qui peut expliquer l'utilisation des différentes parties de ces plantes par les tradithérapeutes.

Les études réalisées sur la composition des fruits de melon ont montré la présence d'une quantité importante des terpenoïdes, en particulier les caroténoïdes, ce qui qualifie le melon comme une très bonne source de ces composés ( $\alpha$ -carotène,  $\beta$ -carotène) (Laur et Tian, 2011), (Tadmor *et al.*, 2010).

En plus, la production des terpenoïdes est influencée par des facteurs abiotiques comme l'ensoleillement et la température élevée. Certains terpènes linéaires pourraient avoir une fonction énergétique (mise en réserve pendant le jour, ils seraient dégradés durant la nuit en acétyl-CoA) (Clark et Menary, 1980).

En général, différentes espèces (*Citrulluslanatus*, *Cucumissativus*...) de cette famille (Cucurbitaceae) ont toujours été considérés comme un sujet de recherche en raison de la présence des terpenoïdes tels que les cucurbitacines qui agissent comme principe purgatif en stimulant la sécrétion gastrique (Rajasree *et al.*, 2016).

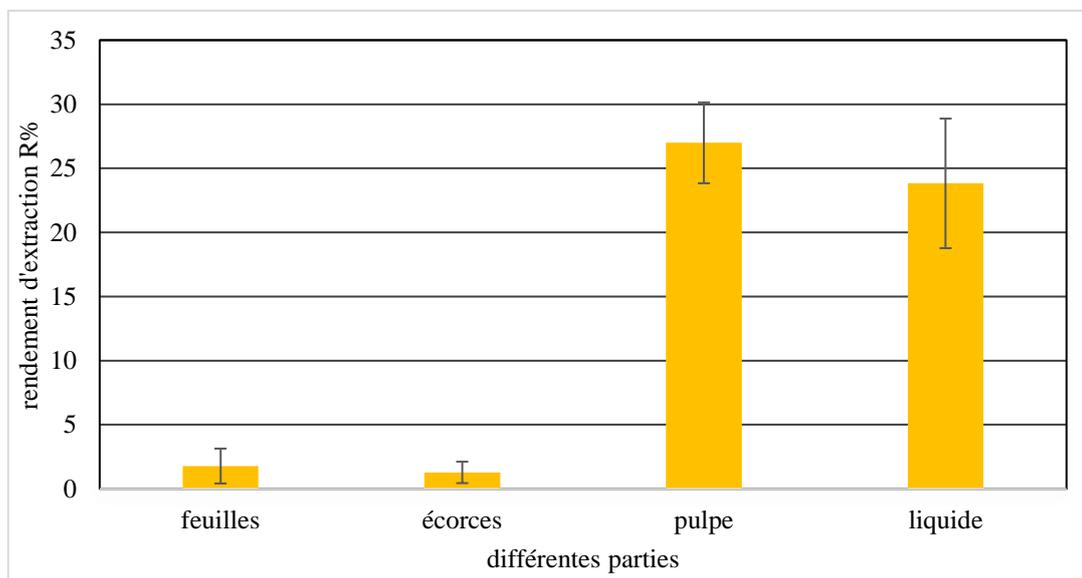
Concernant les stéroïdes, les résultats obtenus montrent l'absence de ce métabolite dans tous les extraits. Ces résultats ne sont pas en accord avec ceux obtenus par de Johnson *et al.* (2016) et Duquesne (2006), qui ont signalé la présence de ces composés.

Les fruits matures de melon sont riches en sucres réducteurs. En effet, Ciquel (2013) a signalé la richesse du fruit de melon en sucres qui représentent plus de 6g /100g.

Enfin, les résultats de cette étude révèlent que les feuilles et les différentes parties du fruit de de *C. melo* (amLoun n'waghlène) cultivée à Ghardaïa possèdent un éventail de substances potentiellement bioactives susceptibles d'être exploités à plusieurs échelles (pharmaceutique, alimentaire, ...).

### III.2. Rendement

Les rendements des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* sont présentés dans la figure 8.



**Figure 8.** Rendement d'extraction des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Il ressort de ces résultats que les rendements les plus élevés sont obtenus pour les extraits de la pulpe et du liquide qui sont de l'ordre de  $26,99 \pm 3,15\%$  et de  $23,82 \pm 5,05\%$  respectivement, alors que les rendements les plus faibles sont enregistrés pour les extraits de l'écorce et des feuilles évalués de  $1,28 \pm 0,83\%$  et  $1,78 \pm 1,36\%$  respectivement.

La variation des rendements d'extraction des extraits des différentes parties de la plante pourrait être attribuée à la différence en composition trouvée entre les parties de la plante. (Prakasha *et al.*, 2001).

Ainsi, une augmentation en quantité des différents composés a été remarquée dans les fruits durant la maturation chez plusieurs plantes, ce qui peut augmenter, par conséquent, le rendement d'extraction dans différentes parties du fruit (Lee *et al.*, 1995).

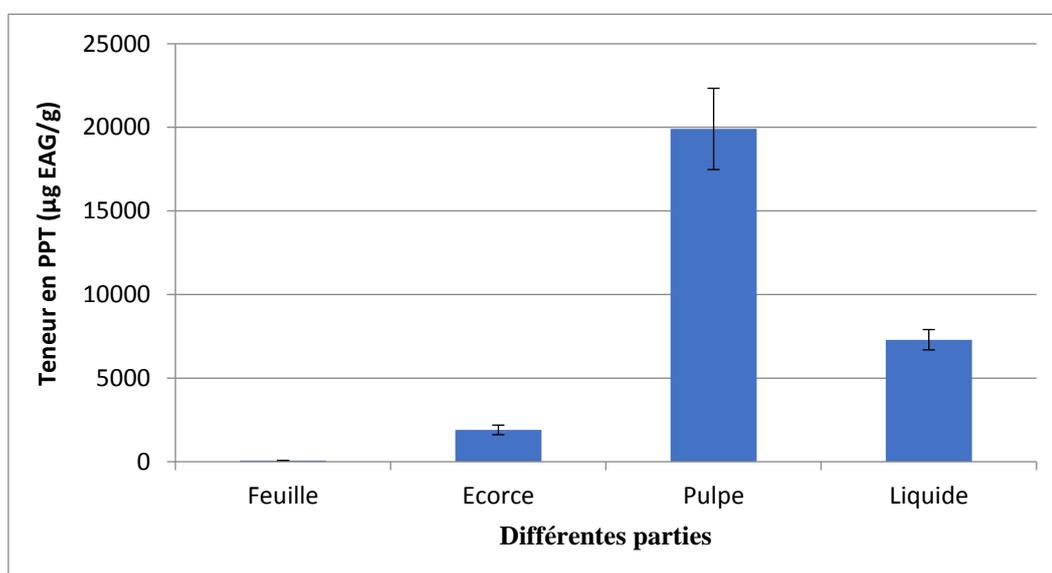
Ismail *et al.* (2009) ont indiqué que le rendement d'extraction le plus élevé est enregistré pour l'extrait de la pulpe de melon. L'étude de Mallek *et al.* (2016) a montré que l'extrait de l'écorce a le rendement le plus faible.

Le rendement d'extraction est le rapport de la quantité de substances naturelles extraites par l'action extractive d'un solvant à la quantité de ces substances contenues dans la matière végétale. Il dépend de plusieurs paramètres tels que : le solvant, le pH, la température, la composition de l'échantillon et le temps d'extraction (Rhazi *et al.*, 2015).

### III.3. Analyses quantitatives

#### III.3.1. Teneur des polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols totaux des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* ont été évaluées par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu. Les résultats obtenus sont présentés dans la figure 9.



**Figure 9.** Teneur en polyphénols totaux des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Les résultats obtenus montrent que la teneur en polyphénols totaux varie en fonction de la partie de la plante de *Cucumis melo*. Selon les résultats présentés dans la figure 9, nous constatons que l'extrait de la pulpe présente la teneur en polyphénols totaux la plus élevée qui est égale à  $19906,96 \pm 2430,76$  µg EAG/g suivie par celle de l'extrait du liquide ( $7297,82 \pm 607,36$  µg EAG/g), alors que l'extrait des feuilles présente la teneur en polyphénols la plus faible ( $64,89 \pm 2,06$  µg EAG/g).

L'analyse de variance réalisée montre qu'il y a des différences significatives en teneur en polyphénols des différents extraits ( $P < 0,05$ ) (Annexe 7).

Les différences enregistrées entre les extraits des différentes parties peuvent être expliquées par que le niveau d'accumulation des composés phénoliques dans les différents tissus et organes de la plante apparaît toujours comme résultante entre leur biosynthèse et leur utilisation et/ou leur dégradation. On ne peut exclure non plus que certains de ces composés puissent se déplacer dans la plante (sarni-Manchado et Cheynier, 2001).

La teneur enregistrée pour l'extrait de la pulpe du fruit de melon (variété locale de Ghardaïa) est très élevée par rapport aux autres fruits connus par leurs teneurs en polyphénols particulières qui peuvent atteindre 2638  $\mu\text{g}$  EAG/g comme les fraises, les pommes, les raisins. Et par rapport aux légumes qui contiennent aussi des quantités importantes dont le champion qui est l'artichaut avec une concentration de 3213  $\mu\text{g}$  EAG/g (Ferhat, 2009).

Le taux élevé des polyphénols dans les extraits de pulpe et du liquide du melon peuvent être dû à la faible spécificité de la méthode de dosage utilisée, qui est simple à mettre en œuvre et très sensible, le réactif de Folin-Ciocalteu n'est cependant pas spécifique des polyphénols ; il réagit aussi avec les acides aminés tyrosines et tryptophane, les sucres réducteurs et l'acide ascorbique (Boizot et Charpentier, 2006).

La diminution de la teneur en polyphénols enregistrée pour l'extrait de l'écorce peut être due à l'infiltration des composés phénoliques lors de la préparation des échantillons d'écorce pour le séchage. Dans les conditions physiologiques normales, les composés phénoliques et les enzymes qui participent à leur dégradation sont compartimentés dans les cellules du fruit. Lors des opérations de découpe, l'intégrité cellulaire est altérée. Les composés phénoliques solubles, généralement accumulés au sein des vacuoles, se retrouvent en contact avec les enzymes responsables du brunissement initialement présentes dans les parois cellulaires et le cytoplasme. En présence d'oxygène, il peut y avoir une consommation des composés phénoliques par les polyphénol-oxydases et peroxydases, donc, à une diminution de la concentration des polyphénols (Mehinagic *et al.*, 2011).

Nos résultats ne s'accordent pas avec ceux d'Ismail *et al.* (2009) où la teneur la plus élevée en composés phénoliques totaux a été détectée dans l'extrait des feuilles de cantaloup (26400  $\mu\text{g}$  EAG / g), tandis que la teneur la plus faible a été mesurée dans l'extrait de la partie comestible du fruit (1680  $\mu\text{g}$  de EAG / g).

Plusieurs facteurs peuvent avoir une influence sur la teneur en composés phénoliques dont les contraintes abiotiques tels que la lumière, la température, la sécheresse, la nature du sol qui sont largement présent dans les zones arides (Ksouri *et al.*, 2008).

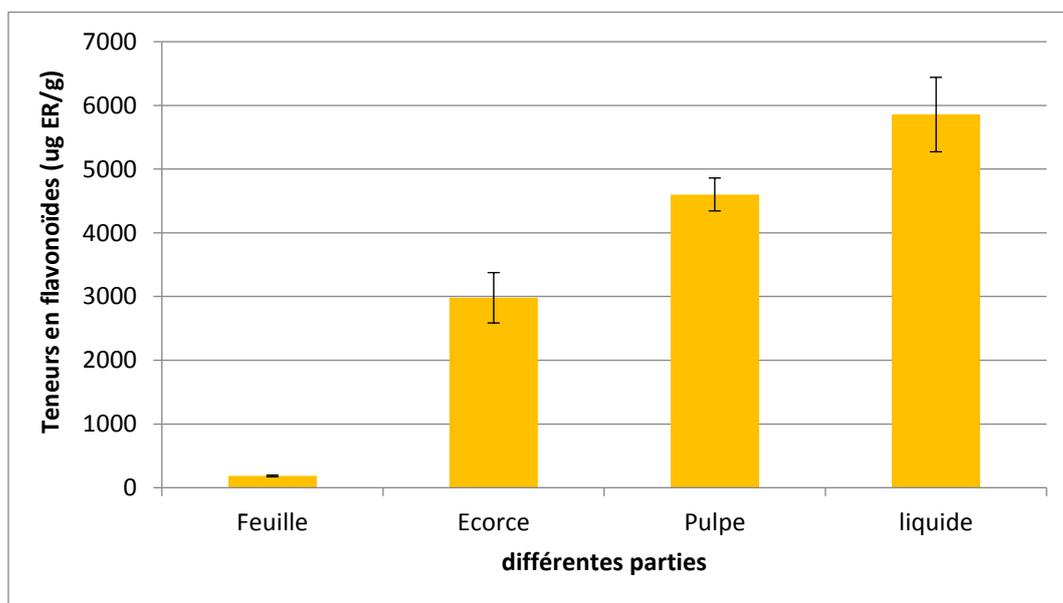
Ainsi des facteurs génétiques, mais également le degré de maturation de la plante et la durée de stockage ont une forte influence sur le contenu en polyphénols (Djenidi, 2012).

Les composés phénoliques des fruits jouent un rôle important en tant que protecteur de la matière interne du fruit contre les insectes et les micro-organismes. Ils prennent également une part active en termes de couleur et d'apparence des fruits (Jeong *et al.*, 2004).

Les composés phénoliques sont souvent ajoutés aux produits alimentaires et pharmaceutiques pour leur effet antioxydant et leur propriété antiradicalaire (Bahloul *et al.*, 2009).

### III.3.2. Teneurs en flavonoïdes

Dans cette étude, les teneurs en flavonoïdes des extraits hydrométhanoliques des différentes parties étudiées ont été évaluées par une méthode colorimétrique de Kim *et al.* (2003). Les résultats de la quantification des flavonoïdes des différents extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* sont présentés dans la figure 10.



**Figure 10.** Teneur en flavonoïdes des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Les données présentées dans la figure 10 indiquent que la teneur la plus élevée en flavonoïdes est observée pour l'extrait du liquide de la cavité centrale du fruit ayant la concentration de  $5856,05 \pm 583,98 \mu\text{g ER/g}$ , suivie par celles des extraits de la pulpe et de l'écorce du fruit de melon qui sont de l'ordre de  $4601,95 \pm 258,35 \mu\text{g ER/g}$  et  $2980,30 \pm 395,35 \mu\text{g ER/g}$  respectivement.

La teneur la plus basse en flavonoïdes égale à  $183,94 \pm 12,77 \mu\text{g ER/g}$  est obtenue avec l'extrait des feuilles.

L'analyse de variance des teneurs en flavonoïdes des extraits des feuilles et des parties du fruit (Annexe 8) a montré que les différences constatées entre les différents extraits ne sont pas significatives ( $P > 0,05$ ).

Les teneurs en flavonoïdes que nous avons obtenues dans cette étude sur la variété locale de *C. melo* sont vraiment élevées en comparaison avec les résultats obtenus par d'autres auteurs (Naeem *et al.*, 2009 ; Ezz El-Din Ibrahim *et al.*, 2016). La quantité des flavonoïdes des aliments est influencée par plusieurs facteurs tels que la variété, la partie de la plante consommée, le stade de maturation, les conditions climatiques ou géographiques, le site de production, la récolte et manipulation après la récolte, le traitement et le stockage ainsi que la méthode d'extraction (Rodriguez, 2009).

Au niveau des feuilles, des fleurs ou des fruits ; les flavonoïdes ont un rôle attractif pour les abeilles ou répulsif sur les insectes herbivores (Meghem, 2009).

Certains composés phénoliques, notamment les flavonoïdes, sont des marqueurs de maturation particulièrement chez les fruits charnus. Ainsi, le stade mûr de ces fruits est caractérisé par un profil polyphénolique, ceci correspond à une diminution, voire même une disparition, de la chlorophylle et une apparition des pigments phénoliques synthétisés (Heller *et al.*, 1995).

Les flavonoïdes sont des antioxydants pouvant neutraliser les formes activées et toxique de l'oxygène. Ils interviennent dans le végétale lui-même pour neutraliser les radicaux libres formés à la suite de stress ou ceux issus du métabolisme normal. Ils participent au maintien de l'équilibre redox de la cellule et protègent les structures cellulaires sensibles, en évitant en particulier la peroxydation des lipides (membranaires ou de réserves) et les autres structures chimiques sensibles dont l'ADN (Macheix *et al.*, 2005).

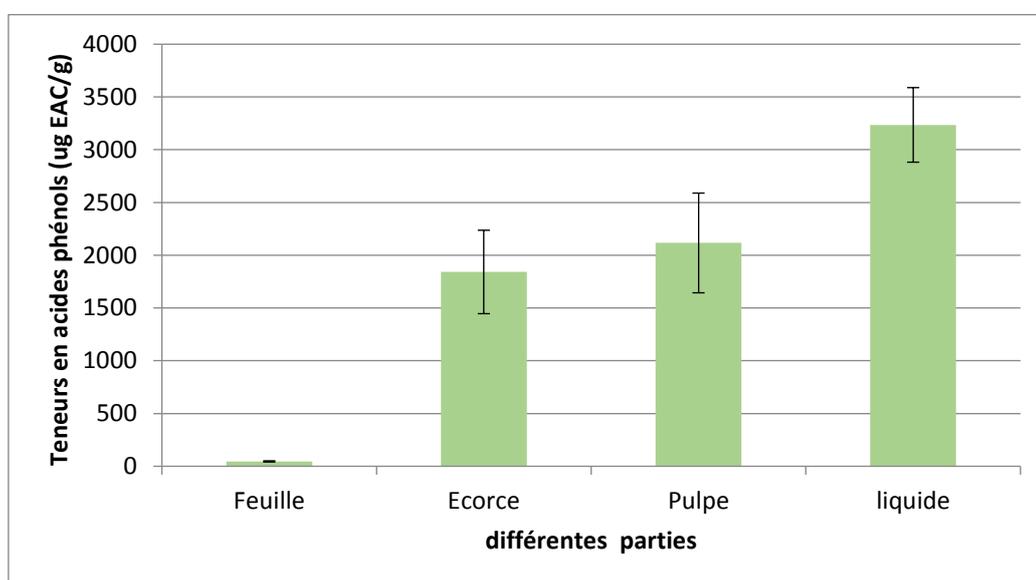
L'étude réalisée par Ezz El-Din Ibrahim *et al.* (2016) a prouvé que les extraits des différentes parties du fruit de melon sont très faibles en comparaison avec nos résultats. En plus,

cette étude a montré que l'extrait de l'écorce a une teneur en flavonoïdes plus élevée (5 µg ER/g) à celle de l'extrait de la pulpe (2µg ER/g) (Ezz El-Din Ibrahim *et al.*, 2016).

Cette différence pourrait être attribuée au fait que les flavonoïdes varient considérablement entre les génotypes et la maturation des fruits. (Tadmor *et al.*, 2010).

### III.3.3. Teneurs en acides phénols

Les teneurs totales en acides phénols des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* étudiées ont été évaluées et les résultats sont présentés dans la figure 11.



**Figure 11.** Teneur en acides phénols des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

D'après ces résultats, il est à noter que les teneurs les plus importantes en acides phénols sont obtenues avec les extraits du liquide et de la pulpe du fruit qui sont en respectives de l'ordre de 3235,18±353,33 µg EAC/g et 2116,46 ±660,53 µg EAC/g, suivi par la concentration de l'extrait de l'écorce qui égale à 1841,43±582,41 µg EAC/g.

L'extrait des feuilles présente la teneur la plus basse en acides phénols avec un taux de 46,31± 5,34 µg EAC/g.

L'analyse de variance des teneurs en acides phénols des extraits des feuilles et des parties du fruit (Annexe 9) a montré l'absence de différence significative entre les différents extraits. ( $P > 0,05$ ).

L'étude effectuée par Mehinagic *et al.*, (2011) a signalé la richesse des fruits de melon en acides phénols (dérivés de l'acide benzoïque ou cinnamique).

Plusieurs acides phénoliques, sont connus en tant qu'inhibiteurs chimiques pour leurs effets dépresseurs sur le développement embryonnaire. En effet, la capacité de ces molécules à s'oxyder facilement piège l'oxygène qui ne peut plus parvenir à l'embryon. D'ailleurs, l'acide caféique, comme la coumarine, est un inhibiteur de la germination. Ces substances constituent « les blastokolines » qui empêchent les pépins de germer. Ce qui explique l'augmentation de leur concentration dans l'extrait du liquide de la cavité centrale du melon où baignent les graines (Heller *et al.*, 1995).

Les acides phénols interviennent dans la résistance des plantes aux micro-organismes. Ils jouent un rôle important comme messagers intracellulaires déclenchant l'induction de l'ensemble des mécanismes qui permettent à la plante de se défendre vis-à-vis des virus, des champignons ou des bactéries (Macheix *et al.*, 2005).

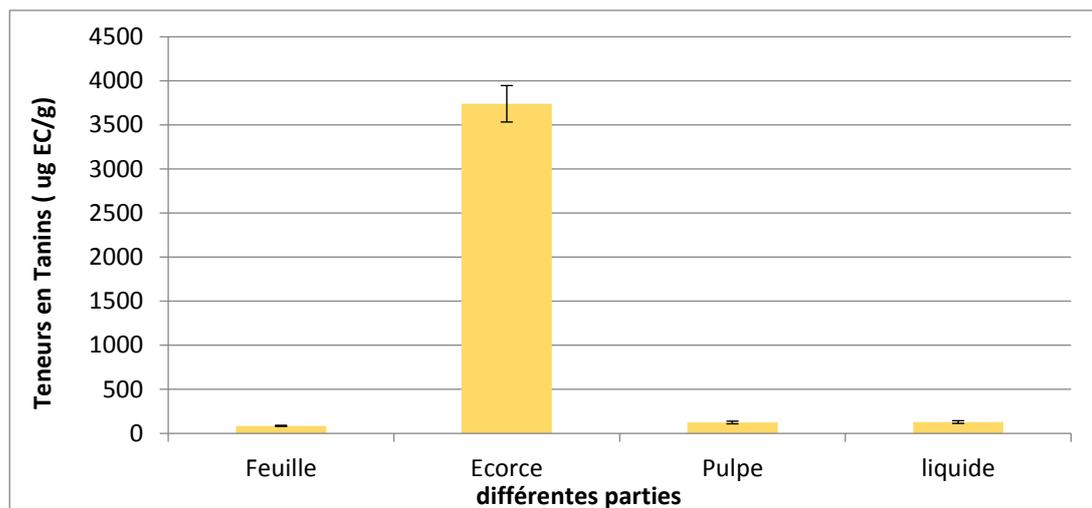
Des études réalisées sur l'écorce du *C. melo* par Ezz El-Din Ibrahim *et al.* (2016) et Mallek-Ayadi (2016) ont obtenues des taux en acides phénols inférieurs à ceux enregistrés dans notre étude, qui sont de l'ordre de 669  $\mu\text{g EAC/g}$  et 454  $\mu\text{g EAC /g}$  respectivement.

Certains facteurs externes, comme les pratiques culturales peuvent également modifier la composition phénolique des fruits et donc leur potentiel antioxydant. Certaines études ont montré quelques plantes issues de l'agriculture biologique, et donc soumises aux agressions sans protection phytosanitaire, synthétisent, pour se défendre, davantage d'acides phénols (Asami *et al.*, 2003).

### III.3.4. Teneurs en tanins condensés

Dans cette étude, les teneurs en tanins condensés des extraits hydrométhanoliques des différentes parties étudiées ont été évaluées par dosage colorimétrique selon la méthode de Sun *et al.* (1998).

Les résultats de la quantification des tanins des différents extraits sont présentés dans la figure 12.



**Figure 12.** Teneur en tanins des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Nous constatons que la teneur en tanins condensés la plus élevée dans le fruit de *Cucumis melo* est celle enregistrée pour l'extrait de l'écorce qui est de l'ordre de  $3739,71 \pm 206,85 \mu\text{g EC/g}$ . Les extraits du liquide et de la pulpe du melon ont des teneurs en tanins faibles qui sont en respective de l'ordre de  $129,60 \pm 14,80 \mu\text{g EC/g}$  et  $123,73 \pm 14,89 \mu\text{g EC/g}$ .

L'extrait des feuilles présente la teneur en tanins condensés la plus faible ( $86,51 \pm 5,80 \mu\text{g EAC/g}$ ).

L'analyse de variance des teneurs en tanins condensés des extraits des feuilles et des parties du fruit (Annexe 10) a montré l'absence de différence significative entre les différents extraits. ( $P > 0,05$ ).

Les tanins se trouvent au niveau des feuilles et de l'écorce des fruits en particulier près des tissus vasculaires (phloème). Cette distribution pourrait indiquer leur rôle protecteur contre les pathogènes et les herbivores (Jan Lorie *et al.*, 2015).

L'action des tanins vis-à-vis des micro-organismes est un fait bien établi expérimentalement; elle a été mise en évidence soit par des expérimentations *in vitro* portant sur la réduction de la croissance des champignons filamenteux ( y compris quelquefois un blocage ou un ralentissement de la germination des spores) ou des colonies bactériennes, soit par des approches biochimiques (l'activité de certains enzymes), soit par la recherche de corrélations entre résistance des espèces végétales et la teneurs en tanins (Macheix *et al.*, 2005).

La présence des tanins dans le liquide de la cavité centrale du fruit de cette variété, locale de Ghardaïa, peut-être pour inhiber la germination des graines qu'il porte à l'intérieur. Parmi les blastokolines des fruits charnus, les tanins condensés ayant une action qui pourrait être d'inhiber la germination des graines tel que chez le péricarpe du fruit de la pomme (Macheix *et al.*, 2005).

Plusieurs études comparatives réalisées sur les différentes parties chez la même espèce ainsi que chez des plantes appartenant à la même famille ont montré qu'il y a une différence significative en point de vue qualitatif et quantitatif concernant la distribution des composés phénoliques dans la plante et dans les parties de son fruit. Ces études ont aussi prouvé que le génotype de la plante, l'état de maturation ont des effets considérables sur les taux de ces composés, en particulier les tanins. (HENANE *et al.*, 2015 ; Bouazzaoui *et al.*, 2016 ; Ezz El-Din *et al.*, 2016 ; Mallek Ayadi *et al.*, 2015 ; Ismail *et al.*, 2009).

Les variétés riches en tanins sont plus résistantes à la consommation par les herbivores que les variétés plus pauvres. Les tanins sont maintenant reconnus comme étant des protecteurs des végétaux vis-à-vis des herbivores, qu'il s'agisse d'insecte ou de mammifères en interférant avec les protéines, soit celles de l'aliment végétal ce qui diminue sa digestibilité, soit celle de la salive en induisant alors la sensation d'astringence qui peut provoquer le rejet de l'aliment par l'animal, soit encore les enzymes digestives qui peuvent être partiellement inhibées (Macheix *et al.*, 2005).

#### III.4. Evaluation de l'activité antioxydante

Les composés phénoliques sont connus par leurs activités biologiques diverses notamment l'activité antioxydante. L'activité antioxydante des extraits hydrométhanoliques des feuilles et de différentes parties du fruit de *Cucumis melo* a été déterminée *in vitro* par deux méthodes : ABTS et FRAP.

### III.4.1. Inhibition du radical cation ABTS<sup>•+</sup>

L'évaluation du pouvoir antioxydant des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* via le test ABTS a été faite selon la méthode décrite par Cai et al. (2004). Les résultats sont illustrés dans le tableau 5, exprimés en IC<sub>50</sub> (µg / mL).

**Tableau 5.** IC<sub>50</sub> (µg/mL) déterminées du test ABTS des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*.

Extrait	IC50 µg/mL
Liquide	118,74±14,35
Pulpe	19,60±2,32
Ecorce	23,61±3,01
Feuille	3,40±0,57
Trolox	354,44±60,09

D'après les résultats présentés dans le tableau 5, il est à noter que les valeurs d'IC<sub>50</sub> de tous les extraits sont inférieures à celle du standard utilisé : le Trolox, allant de 3,40±0,57 µg/mL pour l'extrait des feuilles, 19,60±2,32 µg/mL pour l'extrait de la pulpe, et 23,61±3,01 µg/mL pour l'extrait de l'écorce, jusqu'à 118,74±14,35 µg/mL pour l'extrait de liquide. Ces résultats montrent l'efficacité des différents extraits dans l'inhibition du radical cation ABTS<sup>•+</sup> en comparaison avec le standard (Trolox).

L'analyse de variance d'activité antioxydante (ABTS) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit effectuée (Annexe 11) a montré que la différence est significative (P<0,05).

Le calcul du coefficient de corrélation entre l'activité antioxydante déterminée par le test ABTS et les teneurs en composés phénoliques des différents extraits du fruit a montré qu'il n'y a pas une corrélation significative entre ces paramètres et que la forte activité antioxydante des différents extraits de *C. melo* n'est pas attribuée en totalité aux composés phénoliques (annexe 13. 14. 15. 16). En ce qui concerne l'extrait des feuilles, nous constatons qu'il y a une très forte corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antioxydante déterminée par le test d'ABTS ( $r=1$  ;  $P<0,05$ ).

Ceux-ci peuvent être dus à la présence d'autres composés ayant la capacité de donner des électrons, tels que les terpénoïdes (monoterpène et sesquiterpène), les alcaloïdes... (Mohammedi, 2006).

Une étude faite par Kang *et al.* (2003) a suggéré que les molécules polaires présentes dans les extraits végétaux contribuent à l'augmentation de l'activité antiradicalaire.

### III.4.2. Pouvoir réducteur de fer (FRAP)

Le test FRAP mesure la capacité des molécules extraites, en particulier les composés phénoliques, à donner un électron pour réduire le fer ferrique en fer ferreux.

L'évaluation du pouvoir réducteur du fer des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo* par le test de FRAP a été faite et les résultats exprimés en IC<sub>50</sub> (µg/mL) sont illustrés dans le tableau 6.

**Tableau 6.** IC<sub>50</sub> (µg/mL) déterminées du test FRAP des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du fruit de *C. melo*

Extrait	IC <sub>50</sub> µg/mL
Liquide	69,91 ±2,18
Pulpe	26,19±1,09
Ecorce	42,48±1,52
Feuille	15,65±1,18
Trolox	1271,45 ±127,8

Selon les résultats présentés dans le tableau 6, on constate que les valeurs d'IC<sub>50</sub> de tous les extraits sont inférieures à celle de Trolox, donc les extraits des feuilles et de différentes parties de fruits de *Cucumis melo* sont plus puissants dans la réduction du fer en comparaison avec l'antioxydant standard utilisé (Trolox).

La valeur d'IC<sub>50</sub> la plus faible est enregistrée pour l'extrait des feuilles de *C. melo* qui est égale à 15,65±1,18 µg/mL. Les extraits des différentes parties du fruit de melon présentent des pouvoirs réducteurs inférieurs à celui des feuilles allant de 26,19±1,09 µg/mL pour l'extrait de pulpe, 42,48±1,52 µg/mL pour l'extrait de l'écorce, jusqu'à 69,91±2,18 µg/mL pour l'extrait du liquide. Mais leurs activités restent toujours plus puissantes et plus intéressantes en comparaison avec celle de standard (Trolox).

L'analyse de variance d'activité antioxydante (FRAP) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit effectuée (Annexe 12) a montré que la différence n'est pas significative ( $P > 0,05$ ).

D'après la matrice de corrélation entre le pouvoir antioxydant évaluée par FRAP et les teneurs en différents composés phénoliques des extraits des feuilles et de différentes parties du fruit de *Cucumis melo*, par le calcul du coefficient de corrélation de Pearson (annexe 13. 14. 15 .16) : révèlent qu'aucune corrélation n'existe entre les teneurs en composés phénoliques des extraits de liquide, pulpe et les feuilles et leur pouvoir réducteur de fer FRAP. Cependant, nous constatons qu'il existe une corrélation significative entre la quantité des flavonoïdes de l'extrait de l'écorce et l'activité antioxydante évaluée par FRAP ( $r=1$  ;  $P < 0,05$ ).

Ces résultats s'opposent à ceux de l'étude de Haddad et *al.*, (2016) pour le citron, qui ont trouvé que le pouvoir réducteur le plus puissant est constaté pour les écorces, suivi des pépins et des feuilles de ( $59,63 \pm 0,59$  et  $90,76 \pm 0,11$  et  $182,93 \pm 0,07$  mg EQ/100 g MS), respectivement.

Le pouvoir réducteur des extraits est dû à la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électron (Siddhuraju et Becker, 2007).

La propriété antioxydante des flavonoïdes est conférée aux groupements hydroxyles des cycles B et C. ces groupements peuvent agir comme des agents réducteurs, donneurs d'hydrogène, piègeurs des radicaux et même chélateurs des ions métalliques (Carocho et Ferreira, 2013).

*Conclusion et perspective*

## **Conclusion et perspectives**

Avec un nombre très important des variétés, le *Cucumis melo* est visé par les chercheurs afin de déterminer sa composition chimique et d'extraire les principes actifs responsables de ses activités biologiques.

Dans ce travail, le *Cucumis melo* choisi est une variété locale de la région de Ghardaïa connue sous le nom *Amouln n'waghlène* qui est d'une grande importance horticole et utilisée dans la médecine traditionnelle., on s'est intéressé à l'analyse phytochimique et à l'étude de l'activité antioxydante des extraits hydrométhanoliques des feuilles et des différentes parties du melon récoltés dans la région de Ben Isguen.

L'extraction des principes actifs est effectuée par macération à la température ambiante en utilisant un système de solvants : méthanol/eau avec un rapport de 80/20 : v/v et un rapport solide/liquide de 1/10 : p/v.

Dans une première étape, une analyse phytochimique qualitative et quantitative a été effectuée. Le criblage phytochimique révèle la présence des tanins, cyanidines, coumarines, quinones, alcaloïdes, terpènes et enfin des composés réducteurs. L'analyse quantitative des extraits par un dosage colorimétrique des différentes classes des polyphénols a montré une teneur considérable de certaines classes des composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, acides phénols et tanins). Les résultats ont aussi révélé que les extraits des parties comestibles de ce melon, ainsi que son écorce, possèdent des teneurs très élevées en ces composés.

Dans une deuxième étape, l'évaluation de l'activité antioxydante en utilisant les tests ABTS et FRAP nous montre l'efficacité des différents extraits de l'espèce étudiée dans l'inhibition du radical et la réduction de fer, ce qui prouve la richesse de ces extraits en molécules bioactives ayant la capacité à donner un électron aux agents oxydant. Aussi, ces extraits ont un pouvoir antioxydant plus important que celui de l'antioxydant standard (Trolox). Ces résultats peuvent justifier l'utilisation traditionnelle des fruits de melon dans le traitement des inflammations au niveau de la peau.

Finalement, l'ensemble de ces résultats obtenus *in vitro* ne constitue qu'une première étape dans la recherche des substances naturelles biologiquement actives.

Notre perspective d'avenir est de faire des études ethnobotaniques et d'étudier chaque partie de cette plante séparément en isolant, purifiant et identifiant les différentes molécules. Ainsi de les

tester *in vitro* et *in vivo* afin de contribuer à l'élaboration de remèdes naturels à partir des parties non comestibles de cette variété de melon.

## *Références bibliographiques*

Références bibliographiques

1. Asami D.K., Hong Y.J., Barrett D et Mitchell A.E., 2003. Comparison of the total phenolic and ascorbic acid content of freeze-dried and air-dried marionberry, strawberry and corn grown using conventional. Organic and sustainable agricultural practices. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51, 1237–41.
2. Baba Aissa F., 2000. Encyclopédie des plantes utiles. Flore d'Algérie et du Maghreb. 4-77,101-87.
3. Barry J., 2016. Phenolic Profile and Antioxidant Activity of Melon (*Cucumis Melo L.*) from Pakistan. University of Malakand, Chakdara. Pakistan.
4. Bahloul N., Boudhrioua N., Kouhila M et Kechaou M., 2009. Effect of convective solar drying on colour, total phenols and radical scavenging activity of olive leaves (*Olea europaea L.*). *International Journal of Food Science & Technology*. 44 : 2561–2567.
5. Benzahi K., 2001. Contribution à l'étude des flavonoïdes dans la plante *Cynodon Dactylon-L* « Chiendent ». Mémoire de Magister. Université d'Ouargla, Ouargla (Algérie).
6. Bloch. J., Botrel A et Ybert E., 2001. Encyclopédie des plantes médicinales. Ed, Larousse. France. 336.
7. Boizot N et Charpentier J.P., 2006. Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre foustier. *Le cahier des techniques de l'Inra*. 79-82.
8. Bouazzaoui N., Drici W., Bouazzaoui W., Lemerini. W., Arrar Z., Bendiabdellah D and Mulengi J., 2016. Fatty acids and mineral composition of melon (*Cucumis melo L. Inodorus*) seeds from West Algeria. *Mediterranean Journal of Chemistry*. 5(1) : 340-346.
9. Bouthaina B., 2008. Maîtrise de l'aptitude technologique de la matière végétale dans les opérations d'extraction de principes actifs : texturation par détente instantanée contrôlée (DIC). Génie des procédés. Université de La Rochelle. France.
10. Cai Y., Luo Q., Sun M and Corke H., 2004. Antioxidant activity and phenolic compounds of 112 traditional Chinese medicinal plants associated with anticancer. *Life Sciences*. 74: 2157–2184.
11. Carocho M and Ferreira I.C., 2013. A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology*. 51 :15-25.
12. Chaouch N., 2001. Étude des alcaloïdes dans la coloquinte *Colocynthis vulgaris (L)* Schrad (cucurbitacées) Région de Oued N'sa (Wilaya de Ouargla). Mémoire de magister. Université d'Ouargla, Algérie. 44.

13. Chenni M., 2010. Contribution à l'étude chimique et biologique de la racine de d'une plante médicinale *Bryonia dioica Jacq.* Mémoire pour l'obtention de diplôme magistère en chimie moléculaire. Université d'Oran ES-Sénia. Oran.147.
14. Ciqual., 2013. Composition nutritionnelle du Melon frais (pulpe). Table de composition nutritionnelle des aliments. Consulté le 01 février 2018. URL : [<http://www.lesfruitsetlegumesfrais.com/fruitslegumes/legumesfruits/melon/nutritions-et-bienfaits>]
15. Ciqual., 2017. Le melon. Tables des compositions nutritionnelles des aliments. Consulté le 01 février 2018. URL : [<https://ciqual.anses.fr/>]
16. Clark R. J and Menary R. C., 1980. Environmental Effects on Peppermint (*Mentha piperita L.*), Effect of Daylength, Photon Flux Density, Night Temperature and Day Temperature on the Yield and Composition of Peppermint Oil. *Functional Plant Biology* 7(6): 685-692.
17. Diallo D., 2000. Ethno pharmacological survey of medicinal plants in Mali and phytochemical study of four of them: *Glinus oppositifolius (Azoceae)*, *Diospyros abyssinica (Ebenaceae)*, *Entada africana (Minosaceae)*, *Trichilia emetic (Meliaceae)*. Thèse de doctorat de recherche, Faculté des sciences de l'université de Lausanne. Suisse.
18. Djenidi H., 2012. Etude du pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica*), essais de germination, extraction des polyphénols et activité antimicrobienne. Mémoire De Magister en biotechnologie. Université Mohamed KHEIDER. Biskra. 80.
19. Dohou N., 2004. Approche floristique, ethnobotanique, phytochimique et étude de l'activité biologique de thymeleae lythroïdes. Thèse de doctorat. Maroc, 59.
20. Dupuis F et Khal-Agadi P., 2011. Pas si désert. *Science et vie*. 1130 : 18-21.
21. Duquesne E. H., 2006. Melon amer *Momordica charantia*. Mémoire de fin de e-formation Hippocratus.com. Phyto-aromathérapie et Plantes médicinales. 36.
22. Eitenmiller R., Johnson C., Bryan W., Warren D and Gebhardt S., 1985. Nutrient composition of cantaloupe and honeydew melons. *J. Food Science*. 50 :136–138. doi : 10.1111/j.1365-2621.1985.tb13294.
23. Emmanuelle., 2008, Des fruits et légumes contre les maladies cardio-vasculaires. Congrès EGEA. Paris.
24. Etame-Loe G., Ngoule C., Mbome B., Kidik Pouka C., Ngene J., Yinyang J., Okalla E., Ngaba P et Dibong S., 2018. Contribution à l'étude des plantes médicinales et leurs utilisations traditionnelles dans le département du Lom et Djerem (Est, Cameroun). *Journal of Animal & Plant Sciences*. 35.5560-5578. ISSN 2071-7024.
25. Ezz El-Din Ibrahim M and El-Masry H.G., 2016. Phenolic Content and Antioxidant Activity of Cantaloupe (*Cucumis melo var. cantalupensis*). *Chemistry and Food Application. International Journal of Nutrition and Food Sciences*. 5 : 16-24, doi : 10.11648/j.ijnfs.20160501.13.

26. FAB., 2010. Fiche des cucurbitaceae par la fédération des agriculteurs bio. Bio d'Aquitaine. production de semences de cucurbitaceae.
27. Ferhat M., 2009. Recherche de substances bioactives de *centaurea microcarpa coss* et dur. Mémoire de diplôme d'étude supérieur de biochimie (DES), Université de M'sila. M'ssila. 37.
28. Haddad H et Bouzid L., 2016. Activités antioxydantes des écorces, feuilles, pépins et de jus de citron. Thèse De Magistère. Université A. MIRA. Bejaia. 75.
29. Harborne J.B., 1998. Phytochemical methods, A guide to modern techniques of plants analysis. 3<sup>rd</sup> Edition. ISBN : 0-412-57260-5. 203-214.
30. Heller R., Esnault R et Lance C., 1995. Physiologie végétale.2. Développement, 5ème Ed. MASSON, Paris.315.
31. Henane I., Tlili T., R'him A., Ben Ali H et Jebari I., 2015. Effet du stade de maturité sur les composés phénoliques et l'activité antioxydante hydrophilique chez des variétés locales de melon (*Cucumis melo L.*) cultivées en Tunisie. Journal of new sciences. Agriculture and Biotechnology. 22(2), 1002-1006 1002. Volume 22(2). ISSN 2286-5314.
32. Ismail H., Wei Chan K., Mariod A and Ismail M., 2009. Phenolic content and antioxidant activity of cantaloupe (*cucumis melo*) methanolic extracts. Food Chemistry. 119: 643–647.
33. Jaitak V., Sharma K., Kalia K., Kumar N., Singh H.P., Kaul V.K and Singh V.K., 2010. Antioxidant activity of *Potentilla fulgens*: An alpine plant of western Himalaya. Journal of Food Composition and Analysis. 23: 142-147.
34. Jan Lorie R., Vivian M and Tolentino S., 2015. Histological localization of tannins at different developmental stages of vegetative and reproductive organs in *Medinilla magnifica* (*Melastomataceae*). Food and agriculture organization of the united nations. 217.
35. Jebar H., Mahjoub M and Hattab M., 2004. Documents Technique : Culture du melon en Tunisie. INRAT.
36. Jeong S. M., Kim S. Y., Kim D. R., Jo S. C., Nam K. C., Ahn D. U and Lee S., 2004. Effect of heat treatment on the antioxidant activity of extracts from *citrus* peels. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 52: 3389-3393.
37. Johnson R.C., Houéto E.E, Boni G., Kpètèhoto W.H., Dougnon V, Pognon E., Assogba F., Loko F., Boko M and Gbénou J., 2016. Étude ethnobotanique et phytochimique de *Momordica charantia Linn* (Cucurbitaceae) à Cotonou au Bénin, Journal of Applied Biosciences. 106:10249 – 10257, ISSN 1997–5902.
38. Kader A., Perkins-Veazie P and Lester G., 2004. Nutritional Quality of Fruits, Nuts, and Vegetables and their Importance in Human Health. Consulté le 18 janvier 2018. URL : [\[http://www.ba.ars.usda.gov/hb66/025nutrition.pdf/ \]](http://www.ba.ars.usda.gov/hb66/025nutrition.pdf/)

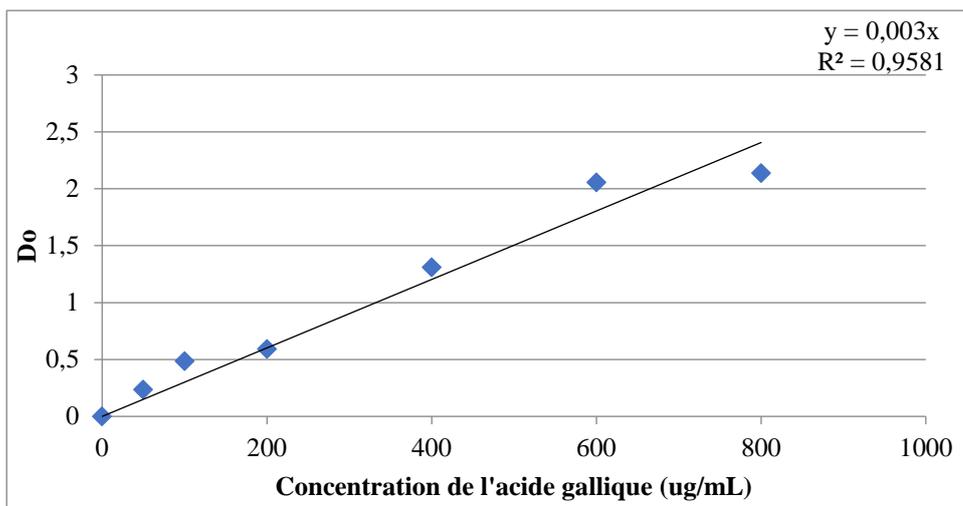
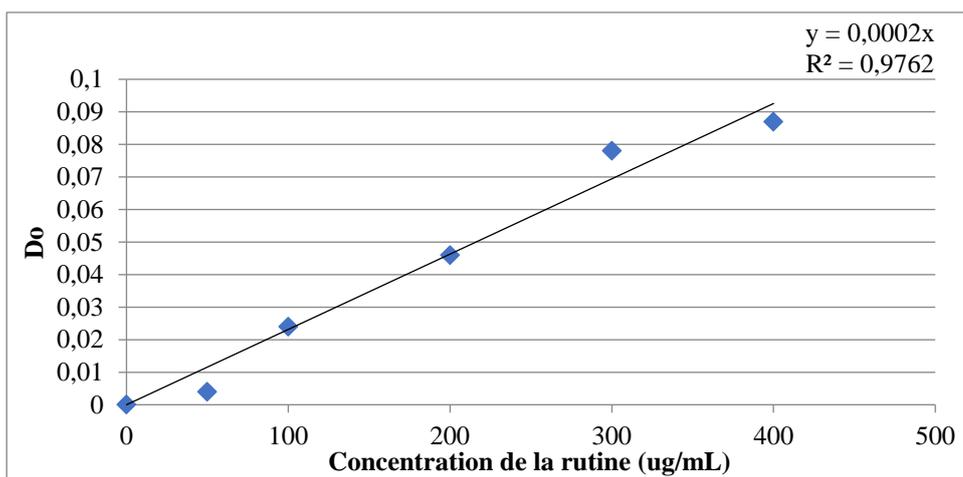
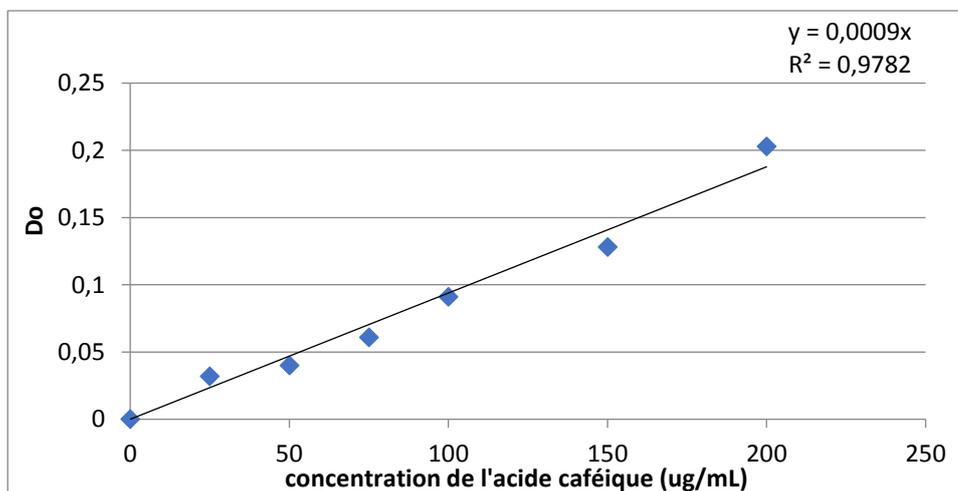
39. Kang D. G., Yun C. K and Lee H. S., 2003. Screening and comparison of antioxidant activity of extracts of herbal medicines used in Korea. *Journal of Ethnopharmacology*. 87: 231-236.
40. Kanner J., 1994. Oxidative processes in meat and meat products: Quality implications. *Meat Science*, 36: 169–189.
41. Keiko Y., Toru N, Mami Y and Kazuki S., 2009. *Modification and stabilization of anthocyanins in Anthocyanins: Biosynthesis, Functions, and Applications*. Ed Springer. ISBN 978-0-387-77335-3.
42. Kim J., Chung Y.D., Park D.Y., Choi S., Shin D.W., Soh H., Lee H.W., Son W., Yim J., Park C.S., Kernan M.J and Kim C., 2003. A TRPV family ion channel required for hearing in *Drosophila*. *Nature*. 424 (6944): [81-84](#).
43. Kirkbride J., 1993. *Biosystematics monograph of the genus cucumis (cucurbitaceae)*. Parkway publishers, Bonne, North Carolina, 159.
44. Ksouri R., Megdiche W., Falleh N., Trabelsi N., Boulaaba M., Smaoui A and Abdelly C., 2008. Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes. *Comptes Rendus Biologies. Académie des sciences. Elsevier Masson. France*. 331(11) : 865-73.
45. Laur L. M. et Tian L., 2011. Provitamin A and vitamin C contents in selected californiagrown cantaloupe and honeydew melons and imported melons. *Composition and Analysis. Journal of Food*. 24: 194-201.
46. Lee Y., Howard L and Villalon B., 1995. Flavonoids and antioxidant activity of fresh pepper (*Capsicum annum*) cultivars. *Journal of Food Science*. 60: 43–476.
47. Lester G. E and Crosby K., 2004. Human wellness compounds in Honeydew fruit: influence of cultivare and environment. *ISHS Acta. Horticultrae*. 639.
48. Lester G.E and Agric J., 2008. Antioxidant, sugar, mineral and phytonutrient concentrations across edible fruit tissues of orange-fleshed honeydew melon (*Cucumis melo*). *Food Chemistry*. 56: 3694-3698.
49. Liu L., Kakihara F and Kato M., 2004. Characterization of six varieties of *Cucumis melo* L. based on morphological and physiological characters, including shelf-life of fruit. *Euphytica*, 135(3) : 305-313.
50. Macheix J., Fleuriet A et Jay-Allemand C., 2005. Les composés phénoliques des végétaux un exemple de métabolites secondaire d'importance économique. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes. Italie. 192.
51. Mallek-Ayadi S., Bahloul., N and Kechaou N., 2016. Characterization, phenolic compounds and functional properties of *Cucumis melo* L. peels, *Food Chemistry*, 101: 106.

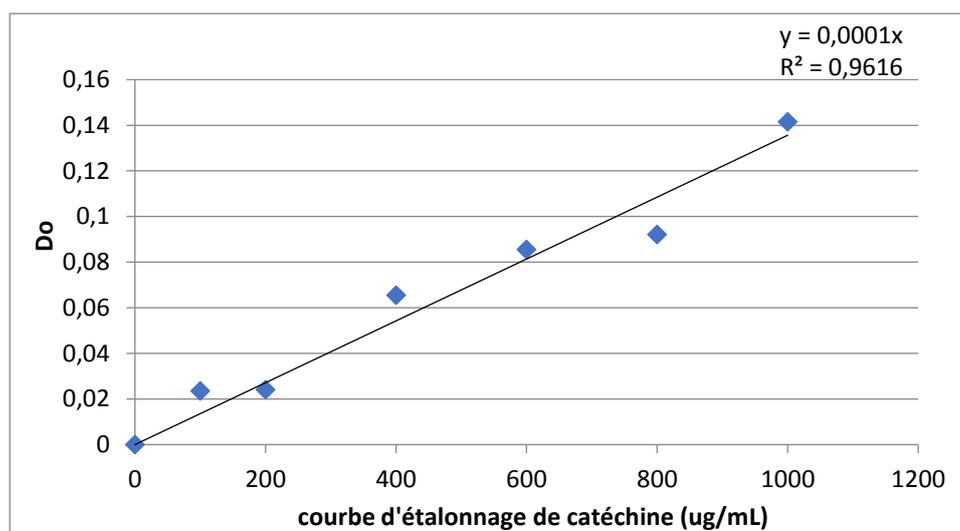
- 52.** Mantle D., Eddeb F and Pickering A., 2000. Comparison of relative antioxidant activities of British medicinal plant species in vitro. *Journal of Ethnopharmacology*, 72 : 47–51.
- 53.** Meghem R., 2009. *Eléments de biochimie végétale à l'usage des étudiants en pharmacie-science alimentaires-science de la nature et de la vie*, Ed Bahaeddine Editions, Canstantine, 172.
- 54.** Mehinagic E., Bourles E et Jourjon F., 2011. Composés des fruits d'intérêt nutritionnel : impact des procédés de transformation sur les polyphénols. *Revue suisse Viticulture, Arboriculture, Horticulture*. 43 (6) : 364–368.
- 55.** Merad N., 2015. Etude comparative des teneurs en polyphénols et antioxydants des extraits des pépins de melon. Mémoire pour l'obtention de diplôme de master en chimie. université Abou Bekr Belkaid. Tlemcen. 60.
- 56.** Mibindzou Mouellet. A., 2004. Screening phytochimique de deux espèces de plantes : *Crotaliaretusa (papilionaceae)* et *Hallea ciliata* Aubrev et *Pelleger. (rubiaceae)* récoltées au Gabon, université de Bamako. Thèse de doctorat. Mali. 58.
- 57.** Mohammedi Z., 2006, Étude de pouvoir antimicrobien et antioxydant des huiles essentielles et flavonoïdes de quelques plantes de la région de Tlemcen. Thèse De Magistère. Université ABOU BAKRBELKAID. Tlemcen. 155.
- 58.** Naeem I., Taskeen A., Sabeen I., Mubeen H and Maimoona A., 2009. Analysis of flavonols in the peels of vegetables by High Performane Liquid Chromatography. *New York Science Journal*. 2(5) : 27-30.
- 59.** N'Guessan K., Tra Bi F.H et Koné M. W., 2009. Étude ethnopharmacologique de plantes antipaludiques utilisées en médecine traditionnelle chez les Abbey et Krobou d'Agboville (Côte d'Ivoire). *Ethnopharmacologia*. n°44.
- 60.** Pierre. L, 2008, Etude Chimique de l'espèce *Jacobinia Carnea*, Recherche en phytothérapie, Université de Lubumbashi, Congo.
- 61.** Pitrat M., 2011. Botanique et description du melon. Consulté le 01 février 2018. URL : [\[http://ephytia.inra.fr/fr/C/7632/Melon-Botanique-et-description\]](http://ephytia.inra.fr/fr/C/7632/Melon-Botanique-et-description)
- 62.** Prakasha. J. K, Singh. R, Sakariah. K, (2001), Antioxidant activity of grape seed (*Vitis vinifera* L) extracts on peroxidation models in vitro, *Food Chem*, 73: 285–290.
- 63.** Rajasree F., Francis P., Sibi H and William E., 2016. Phytochemicals of cucurbitaceae family. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*. 8(1); 113-123.
- 64.** Ritschel P., Lins T., Tristan R., Buso S., Buso J and Ferreira M., 2004. Development of microsatellite markers from an enriched genomic library for genetic analysis of melon (*Cucumis melo*). *BMC Plant Biology*. 4: 9.

65. Rodriguez D., 2001. A guide to carotenoid analysis in foods. International Life Sciences Institute.1-64.
67. Rodriguez J., Olea-Azar C., Cavieres C., Norambuena. E., Delgado-Castro T and Soto-Delgado. J., 2007. Antioxidant properties and free radical-scavenging. reactivity of a family of hydroxynaphthalenones and dihydroxyanthracenones. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*. 15: 7058–7065.
68. Rhazi M., Lehout R et Laib. M., 2015. Comparaison de trois méthodes d'extraction des composés phénoliques et des flavonoïdes à partir de la plante médicinale : *Artemisia*, Mémoire du Diplôme de Master, Université des Frères Mentouri. Constantine. 53.
69. Sarni-Manchado P et Cheynier V., 2006. Les polyphénols en agroalimentaire. Lavoisier. Editions Tec & Doc. Paris. 398.
70. Shahidi F and Naczk M., 2004. Phenolics in food and nutraceuticals. Boca Raton. FL: CRC Press.
71. Shui G and Leong L. 2006. Residue from Star Fruit as Valuable Source for Functional Food Ingredients and Antioxidant Nutraceuticals. *Food Chemistry*. 97: 277-284.
72. Siddhuraju P and Becker K., 2007. The antioxidant and free radical scavenging activities of processed cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) seed extracts. *Food Chemistry*. 101(1), 10-19.
73. Sun B., Ricardo-da-Silva J. M and Spranger I., 1998. Critical factors of vanillin assay for catechins and proanthocyanidins. *J. Agric. Food Chem*. 46 (10): 4267-4274.
74. Szafer-Hajdrych M and Goślińska O., 2004. The quantitative determination of phenolic acids and antimicrobial activity of *Symphoricarpos albus* (L.) Blake. *Acta Poloniae Pharmaceutica-Drug research*. 61(1):69-74.
75. Tadmor Y., Burger J., Yaakov I., Feder A., Libhaber SE., Portnoy V., Meir A., Tzuri G., Sa'ar U., Rogachev I., Aharoni A., Abeliovich H., Schaffer A.A., Lewinsohn E and Katzir N., 2010. Genetics of flavonoid, carotenoid, and chlorophyll pigments in melon fruit rinds. *J Agric Food Chem*. 13-58(19) :10722-8.
76. Telli A., 2018. Activité antioxydante, antimicrobienne et antidiabétique de deux espèces spontanées utilisées dans le traitement du diabète dans la région de Ouargla : *Amodaucus leucotrichus* et *Anvilla radiata*, thèse pour l'obtention de diplôme de doctorat en biologie. Université Kasdi Merbah. Ouargla. 276.
77. Tonelli N., 2013. Des fruits et des graines comestibles du monde entier. Brigitte Peyrot. *Cucumis melo*. 429.
78. Trease E., Evans W., 1987. Pharmacognosie, Billiaire Tindall, London 13th ed.

- 79.** Will et Blandine., 2017. Comprendre le stress oxydatif, les radicaux libres et les antioxydants, La méthode pour dynamiser votre santé et changer de vie. Consulté le 15 janvier 2018. URL : [\[https://www.bmoove.com/stress-oxydatif/.\]](https://www.bmoove.com/stress-oxydatif/)
- 80.** Yété P., Togbé A., Koudoro Y, Agbangnan P., Ndahischimiye V., Djènontin T. S., Wotto D., Azandégbé E.C and Sohounhloue D., 2015. Etude comparative des Composés phénoliques et activité antiradicalaire des extraits des Graines de *Garcinia kola* (*Guttiféreae*) et de *Cucumeropsis edulis* (cucurbitacéae). International Journal of Innovation and Scientific Research. ISSN 2351-8014. Vol. 15- 1: 217-227.
- 81.** Yezza S et Bouchama S., 2014. Index des métabolites secondaires végétaux. Mémoire de Licence. Université de kasdi merbah. Ouargla.

*Annexes*

**Annexe 1.** Courbe d'étalonnage d'acide gallique.**Annexe 2.** Courbe d'étalonnage de rutine**Annexe 3.** Courbe d'étalonnage d'acide caféique.

**Annexe 4.** Courbe d'étalonnage de catéchine.**Annexe 7.** Photo de Rota vapeur (Heidolph).**Annexe 10.** Photo de Spectrophotomètre (SpectroScan).**Annexe 12.** Résultats d'analyse de variance des teneurs en poly phénols totaux des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	4,240
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,045
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 13.** Résultats d'analyse de variance des teneurs en flavonoïdes des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	2,312
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,153
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 14.** Résultats d'analyse de variance des teneurs en acides phénols des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	2,224
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,163
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 15.** Résultats d'analyse de variance des teneurs en tanins condensés des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	3,775
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,059
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 16.** Analyse de variance d'activité anti-oxydante (ABTS) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	11,089
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,003
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 17.** Analyse de variance d'activité antioxydante (FRAP) des extraits des feuilles et des différentes parties du fruit

<b>F (Valeur observée)</b>	0,834
<b>F (Valeur critique)</b>	4,066
<b>DDL1</b>	3
<b>DDL2</b>	8
<b>p-value (unilatérale)</b>	0,512
<b>alpha</b>	0,05

**Annexe 18.** Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de pulpe.

<b>Variables</b>	<b>PPT</b>	<b>A. Phe</b>	<b>FLV</b>	<b>TC</b>	<b>ABTS</b>	<b>FRAP</b>
<b>PPT</b>	<b>1</b>	-0,971	-0,981	0,497	0,986	0,527
<b>A. Phe</b>	-0,971	<b>1</b>	<b>0,999</b>	-0,691	-0,918	-0,307
<b>FLV</b>	-0,981	<b>0,999</b>	<b>1</b>	-0,656	-0,936	-0,352
<b>T.C</b>	0,497	-0,691	-0,656	<b>1</b>	0,347	-0,476
<b>ABTS</b>	0,986	-0,918	-0,936	0,347	<b>1</b>	0,660
<b>FRAP</b>	0,527	-0,307	-0,352	-0,476	0,660	<b>1</b>

**Annexe 19.** Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait des feuilles.

Variables	PPT	A. Phe	FLV	TC	ABTS	FRAP
<b>PPT</b>	<b>1</b>	0,234	0,549	-0,974	<b>1,000</b>	-0,335
<b>A. Phe</b>	0,234	<b>1</b>	0,941	-0,450	0,255	0,837
<b>FLV</b>	0,549	0,941	<b>1</b>	-0,725	0,567	0,604
<b>TC</b>	-0,974	-0,450	-0,725	<b>1</b>	-0,978	0,111
<b>ABTS</b>	<b>1,000</b>	0,255	0,567	-0,978	<b>1</b>	-0,315
<b>FRAP</b>	-0,335	0,837	0,604	0,111	-0,315	<b>1</b>

**Annexe 20.** Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de liquide.

Variables	PPT	Ac Ph	FLV	TC	ABTS	FRAP
<b>PPT</b>	<b>1</b>	-0,563	-0,535	-0,938	0,209	-0,079
<b>Ac Ph</b>	-0,563	<b>1</b>	-0,396	0,815	0,690	0,868
<b>FLV</b>	-0,535	-0,396	<b>1</b>	0,210	-0,938	-0,800
<b>TC</b>	-0,938	0,815	0,210	<b>1</b>	0,143	0,419
<b>ABTS</b>	0,209	0,690	-0,938	0,143	<b>1</b>	0,958
<b>FRAP</b>	-0,079	0,868	-0,800	0,419	0,958	<b>1</b>

**Annexe 21.** Corrélation entre l'activité antioxydante ABTS - FRAP et les teneurs en composés phénoliques dans l'extrait de l'écorce.

Variables	PPT	Ac Ph	FLV	TC	ABTS	FRAP
<b>PPT</b>	<b>1</b>	0,784	0,106	-0,815	0,994	0,133
<b>Ac Ph</b>	0,784	<b>1</b>	-0,535	<b>-0,999</b>	0,712	-0,511
<b>FLV</b>	0,106	-0,535	<b>1</b>	0,489	0,213	<b>1,000</b>
<b>TC</b>	-0,815	<b>-0,999</b>	0,489	<b>1</b>	-0,748	0,465
<b>ABTS</b>	0,994	0,712	0,213	-0,748	<b>1</b>	0,240
<b>FRAP</b>	0,133	-0,511	<b>1,000</b>	0,465	0,240	<b>1</b>

