

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Université Abdelhamid Ibn Badis
Mostaganem
Faculté des sciences de la
nature et de la vie



جامعة عبد الحميد بن باديس – مستغانم
كلية علوم الطبيعة والحياة

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

Présenté par:

Mlle BAHMED AMIRA-IMANE

Mlle MEFLAH ZAHRA

Pour l'obtention du diplôme de

Master en biologie

Spécialité: Valorisation des substances naturelles végétales

THEME

Composition des composés phénoliques et évaluation de leurs potentiels antioxydants : Cas de *Citrullus lanatus* et *Cucumis melo*.

Membres du jury

Président

Mr BENAKRICH.Bm

Pr U.Mostaganem

Encadreur

Mr Bouzouina. M

Docteur U.Mostaganem

Examineur

Mr Benabdelmoumen .DJ

MCB U.Mostaganem

Année universitaire: 2017-2018

Thème réalisé au laboratoire de protection des végétaux

Résumé

La pastèque (*Citrullus lanatus*) et le melon (*Cucumis melo*) sont des plantes utilisées dans la phytothérapie pour leurs nombreuses propriétés curatives. Dans cette étude, les graines de ces deux espèces ont subi une extraction par trois solvants différents (eau distillée, éthanol 95% et méthanol 80%) pour réaliser des analyses phytochimiques photométriquement, afin de déterminer leurs teneurs en composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et tanins condensés), et d'évaluer l'activité antioxydante par DPPH et ABTS. Les résultats indiquaient la richesse des extraits du *C. melo* en polyphénols totaux (l'EA : 21,123±0,456mg EAG/g. Lyo. ; l'EM : 17,78±0,232mg EAG/g. Lyo. ; l'EE :13,019±0,102mg EAG/g. Lyo.), et en flavonols (l'EA : 216,623±2,066mg ER/g. Lyo. ; l'EE :140,755±0,286mg ER/g. Lyo. ; l'EM : 75,635±4,872mg ER/g. Lyo.) par rapport au *C. lanatus*. Tandis que ce dernier contenait plus de flavonoïdes (l'EE : 22,391±0,427mg ER/g. Lyo. ; l'EM :10,205±0,061mg ER/g. Lyo. ; l'EA :3,555±0,112mg ER/g. Lyo.) et de tanins (l'EE : 208,116±20,694mg ECT/g Lyo. ; l'EA : 70,5±14,736mg ECT/g Lyo. ; l'EM : 43,759±9,792mg ECT/g Lyo.). Les taux d'inhibition du DPPH ont enregistré des valeurs plus importantes chez le *C.lanatus* (EE : 25,873±0,796 ; EM :22,424±0,23 ; EA :12,907±3,437 vs EM : 8,842±0,470 ; EE :6,069±0,359 ;EA : 4,885±1,561 mg/ml pour le *C. melo*). En outre, l'ABTS ayant été utilisée uniquement sur le *C.lanatus*, a révélé la présence d'une forte activité antioxydante. (EM :98,625±0,172 ;EE : 98,683±0,262 ; EA :75,315±0,946 mg/ml). Ceci justifie son usage en phytothérapie et constitue un potentiel pour le développement d'une alternative aux médicaments de synthèse.

Mots clés : *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, Graines, Composés phénoliques totaux, Analyse phytochimique.

Summary

Watermelon (*Citrullus lanatus*) and melon (*Cucumis melo*) are plants used in phytotherapy for their many curative properties. In this study, the seeds of these two species were extracted by three different solvents (distilled water, 95% ethanol and 80% methanol) to perform photometric phytochemical analyzes to determine their phenolic compounds (total polyphenols, flavonoids, Flavonols and condensed tannins), and to evaluate the antioxidant activity by DPPH and ABTS.

The results indicated the abundance of *C. melo* extracts in total polyphenols (EA: 21,123 ± 0,456mg EAG/g Lyo., EM: 17,78±0,232mg EAG/g Lyo., EE : 13.019±0.102mg EAG/g Lyo.), and flavonols (EA: 216.623 ±2.066mg ER/ g Lyo., EE: 140.755±0.286mg ER/g Lyo. EM: 75.635 ± 4.872 mg ER/g Lyo.) versus *C. lanatus*. While the latter contained more flavonoids (EE: 22.391 ± 0.427 mg ER /g Lyo., EM: 10.205 ± 0.061 mg ER /g Lyo., EA: 3.555 ± 0.112 mg ER /g Lyo), and tannins (EE: 208,116 ± 20,694mg ECT/g Lyo., EA: 70,5 ± 14,736mg ECT/g Lyo. ; EM: 43,759 ± 9,792mg ECT/g Lyo.). DPPH inhibition rates were higher in *C.lanatus* (EE: 25.873 ± 0.796, EM: 22.424 ± 0.23, EA: 12.907 ± 3.437 vs EM: 8.842 ± 0.470, EE: 6.069 ± 0.359 EA: 4,885 ± 1,561mg /ml for *C. melo*). In addition, as ABTS was used only on *C.lanatus*, there was evidence of strong antioxidant activity (EM: 98.625±0.172, EE: 98.683±0.262, EA: 75.315±0.946 mg/ml). This justifies its use in phytotherapy and constitutes a potential for the development of an alternative to synthetic drugs.

Key words: *Citrullus lanatus*, *Cucumis melo*, seeds, Total phenolic compounds, Phytochemical analysis.

Abréviations

Abs: Absorbance.

ABTS : acide 2,2'-azinobis 3-ethylbenzo-triazoline-6-sulphonate.

AlCl₃: trichlorure d'aluminium.

ALP: Alkaline phosphatase.

ALT : alanine aminotransférase .

Aq : aqueux.

AST : aspartate aminotransférase.

CCL₄ : tétrachlorure de carbone...

Cit : *C. lanatus*.

CLSO : *Citrullus Lanatus* Seed Oil.

Cuc : *C. melo*.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle.

E: extrait.

EA: extrait aqueux.

EAG : équivalent d'acide gallique.

ECT : équivalent de catéchine.

EE: extrait éthanolique.

EM: extrait méthanolique.

ER: Equivalent rutine.

Eth : éthanolique.

FRAP: Capacités Réductrices Ferriques d'Antioxydants (*Ferric Reducing Antioxidant Power*).

HRBC: Human Red Blood Cell.

LTB₄: leucotriènes B₄

Lyo: lyophilisat.

M: molaire

Méch: la masse sèche de l'échantillon végétal.

Meth : Méthanolique.

Mext: la masse de l'extrait après évaporation du solvant.

min: minutes

MS: matière sèche.

Nm: nanomètre.

ORAC: Capacité d’Absorbance du Radical de l’Oxygène (*Oxygen Radical Absorbance Capacity*).

UV : ultraviolet.

Phe:phénylalanine

DO : densité optique

R: rendement.

syn: synonyme

TB : bilirubine totale.

UDCA : Urso Deoxy Colic.

Var: variété.

Liste des figures

Figure 1 : Diverses parties de la plante de pastèque (a) tiges et feuilles, (b) fleurs, (c) fruit...	03
Figure 2 : Graines de pastèque.....	03
Figure 03 : Feuilles, vrilles, fleurs, fruit et graines du melon.....	07
Figure 04 : Quelques exemples des acides hydroxybenzoïques.....	12
Figure 05 : Quelques exemples des acides hydroxycinnamiques.....	12
Figure 06 : Quelques exemples des structures chimiques des stilbènes.....	13
Figure 07 : Les principaux constituants de la lignine.....	13
Figure 08 : Structure de la lignine.....	14
Figure 09 : Exemples des structures chimiques des lignanes. (A) unité de phénylpropane (B)Sauriol A (lien β - β'). (C) rufescidride.	14
Figure 10 : Quelques exemples des structures chimiques des coumarines.....	15
Figure 11 : Structure de base des flavonoïdes.....	15
Figure 12 : Des exemples des structures chimiques des flavonols.....	16
Figure 13 : Des exemples des structures chimiques des flavones.....	16
Figure 14 : Des exemples des structures chimiques des flavanones.....	16
Figure 15 : Deux exemples des structures chimiques des flavan-3-ols.....	17
Figure 16 : Deux exemples des structures chimiques des isoflavones.	17
Figure 17 : Deux exemples des structures chimiques des anthocyanes.....	17
Figure 18 : Exemple des tanins hydrolysables.	18
Figure 19 : Exemple des tanins condensés.....	19
Figure 20 : Carte de situation de la zone d'échantillonnage.	28
Figure 21 : Protocole d'extraction	31
Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.	34
Figure 23 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.	37
Figure 24 : Teneurs des extraits du <i>C.lanatus</i> en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyenn présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keul $P \leq 0,05$).	38
Figure 25 : Teneurs des extraits du <i>C.melo</i> en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisa (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présenté par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).	38

Figure 26: Teneurs des extraits des graines du *C.lanatus* et *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 39

Figure 27 : Teneurs des extraits des graines du *C.lanatus* et *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 39

Figure 28: Teneurs des extraits des graines de *C.lanatus* et du *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon l'espèce et le solvant utilisé. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 40

Figure 29 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 40

Figure 30 : Teneurs des extraits du *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 41

Figure 31: Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 41

Figure 32 : Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 4

Figure 33: Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon les espèces étudiées et le solvant utilisés. (Cit: *C.lanatus* ; Cuc: *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 2

Figure 34 : Courbe d'étalonnage de la rutine. 4
2

Figure 35 : Teneurs des extraits de *C.lanatus* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 44

Figure 36: Teneurs des extraits de *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 45

Figure 37 : Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 45

Figure 38 : Teneurs des extraits de *C.lanatus* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 46

Figure 39 : Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit: *C.lanatus* ; Cuc: *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 46

Figure 40 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 47

Figure 41: Teneurs des extraits du *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 47

Figure 42 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 48

Figure 43 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 48

Figure 44: Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 49

- Figure 45 :** Courbe d'étalonnage de la rutine. 50
- Figure 46 :** Teneurs des extraits de *C.lanatus* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 50
- Figure 47:** Teneurs des extraits de *C.melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E.Methanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 51
- Figure 48 :** Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 51
- Figure 49 :** Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; E. Meth : Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 52
- Figure 50 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 52
- Figure 51 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 53
- Figure 52 :** Teneurs des extraits de *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 53
- Figure 53 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 54
- Figure 54 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 54

- Figure 55 :** Teneurs des extraits de *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; E. Meth : Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 55
- Figure 56 :** Courbe d'étalonnage de la catéchine. 56
- Figure 57 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 56
- Figure 58:** Teneurs des extraits du *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 57
- Figure 59 :** Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit: *Citrullus lanatus* ; Cuc : *Cucumis melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$) 57
- Figure 60 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 58
- Figure 61 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 58
- Figure 62 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 59
- Figure 63:** Teneurs des extraits du *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différent (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 59
- Figure 64 :** Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C.lanatus* ; Cuc : *C.melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$). 60

Figure 65 : Teneurs des extraits du <i>C.lanatus</i> et <i>C.melo</i> en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).	60
Figure 66 : Teneurs des extraits de <i>C.lanatus</i> et <i>C.melo</i> en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit: <i>C.lanatus</i> ; Cuc: <i>C.melo</i> ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).	61
Figure 67 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.	64
Figure 68: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait aqueux du <i>C.lanatus</i> .	67
Figure 69: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait éthanolique du <i>C.lanatus</i> .	67
Figure 70: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait méthanolique du <i>C.lanatus</i> .	67
Figure 71: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait aqueux du <i>C.melo</i> .	68
Figure 72 : Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait éthanolique du <i>C.melo</i> .	68
Figure 73: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait méthanolique du <i>C.melo</i> .	68
Figure 74 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.	68
Figure 75: Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS ^{•+} par l'extrait aqueux du <i>C.lanatus</i> .	71
Figure 76: Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS ^{•+} par l'extrait éthanoliques du <i>C.lanatus</i> .	71
Figure 77 : Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS ^{•+} par l'extrait méthanoliques du <i>C.lanatus</i> .	71

:

Liste des tableaux

Tableau 01 :	Phytoconstituants de <i>Citrullus lanatus</i>	04 06
Tableau 2 :	Les cinq premiers producteurs de pastèque au monde FAO 2011.	08
Tableau 03 :	Phytocostituants du melon.....	09
Tableau 04.	Production de melons Cantaloups et d'autres melons par comparaison avec le total des cucurbitacées dans différentes régions du monde en 2005 (http://www.FAO.org/).	09
Tableau 05.	Production mondiale de Cantaloups, autres melons et des pastèques par comparaison avec les principaux fruits tropicaux frais en 2005 (http://www.FAO.org/)	11 36
Tableau 06 :	Les principales classes des composés phénoliques.....	
Tableau 07 :	Les aspects physiques, les couleurs et les rendements des différents extraits..... de <i>Citrullus lanatus</i> et <i>Cucumis melo</i> .	63
Tableau 08:	Résultats du dosage des composés polyphénoliques dans les extraits du <i>C.lanatus</i> et <i>C.melo</i> .	66 70
Tableau 09:	Les taux d'inhibition maximum déterminés par la méthode du DPPH.....	72
Tableau 10:	Les taux d'inhibition maximum déterminé par la méthode de l'ABTS.....	
Tableau 11 :	Coefficients de Pearson des différents extraits de <i>C.lanatus</i>	

Sommaire

Résumé

Summury

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Première partie : Synthèse bibliographique

Introduction 01

Chapitre I : Généralités sur *C. lanatus* et *C. melo*

I. Généralités sur la pastèque (*Citrullus lanatus*)..... 02

I.1. Description botanique..... 02

I.2. Classification..... 03

I.3. Origine et domestication de la pastèque..... 04

I.4. Propriété de la pastèque..... 04

I.5. Cycle de développement..... 05

I.6. Importance économique..... 06

II. Généralités sur le melon..... 06

II.1. Description botanique, origine et classification..... 06

II.2. Classification 07

II.3. Cycle de développement..... 08

II.4. Propriétés du melon..... 08

II.5 Importance économique du melon..... 09

Chapitre II : Les composés phénoliques

I. Généralités..... 10

II. Biosynthèse des composés phénoliques..... 10

II.1. La voie du Shikimate..... 10

II.2. La voie des phénylpropanoïdes..... 10

III. Classification des polyphénols..... 11

III.1. Les non flavonoïdes..... 12

III.1.1. Acides phénoliques (C6-C1 ou C6-C3)..... 12

➤ Acides hydroxybenzoïques C6-C1..... 12

➤ Acides hydroxycinnamiques C6-C3..... 12

III.1.2. Stilbènes C6-C2-C6..... 13

III.1.3. Lignines (C6-C3) _n	13
III.1.4. Lignanes (C6-C3) ₂	14
III.1.5. Coumarines C6-C3.....	15
III. 2. Les flavonoïdes C6-C3-C6.....	15
III.2.1. Flavonols.....	16
III.2.2. Flavones.....	16
III.2.3. Flavanones.....	16
III.2.4. Flavan-3-ols ou flavanols.....	17
III.2.5. Isoflavones.....	17
III.2.6. Anthocyanes.....	17
III.3. Les tanins.....	18
III. 3.1. Les tanins hydrolysables.....	18
III. 3.2. Les tanins condensés.....	18
IV. Propriétés biologiques des polyphénols	19

Chapitre III : La phytothérapie

I. Définition de la phytothérapie.....	22
II. La phytothérapie et la pastèque.....	22
II.1. Utilisation traditionnelle de <i>Citrullus lanatus</i>	22
II.2. Activités pharmacologiques de <i>Citrullus lanatus</i>	22
II.2.1. Activité antibactérienne.....	22
II.2.2. Activité hépatoprotectrice.....	23
II.2.3. Activité anti-inflammatoire.....	23
II.2.4. Activité anti-ulcère.....	24
II.2.5. Anti-hyperlipidémie.....	24
II.2.6. Activité laxative.....	24
II.2.7. Activité anti-giardiale.....	24
II.2.8. Activité antioxydante	25
III. La phytothérapie et le melon.....	25
III.1. Utilisation traditionnelle de <i>Cucumis melo</i>	25
III.2. Effet pharmacologique de <i>Cucumis melo</i>	25
III.2.1. Activité analgésique et anti-inflammatoire	25
III.2.2. Activité antioxydante et piégeage des radicaux libres	25
III.2.3. Activité anti ulcère.....	26
III.2.4. Activité anticancéreuse.....	26

III.2.5. Effet hépatoprotecteur	26
III.2.6. Activité diurétique.....	26
III.2.7. Activité antidiabétique.....	26
III.2.8. Prévention contre l'athérosclérose.....	26
III.2.9. Activité antimicrobienne, anthelminthique et immuno-modulatrice	26
Deuxième partie : Etude expérimentale	
Chapitre I : Matériels et méthodes	28
I. Matériels.....	28
I.1. I.1. Echantillonnage.....	28
I.2. Drogue végétale.....	28
I.3. Appareils et produits chimiques.....	29
I.3.1. Appareillage.....	29
I.3.2. Produits chimiques	29
I.3.3. Autres ustensiles ou produits utilisés.....	29
II. Méthodes	30
II.1. Préparation des extraits	30
II.1.1. Macération éthanol 95%.....	30
II.1.2. Extraction par décoction	30
II.1.3. Extraction par du méthanol 80%	31
II.2. Etude quantitative (Analyses phytochimiques).....	32
II.2.1. Rendement d'extraction.....	32
II.2.2. Dosage des polyphénols totaux.....	32
II.2.3. Dosage des flavonoïdes totaux	32
II.2.4. Dosage des flavonols totaux.....	33
II.2.5. Dosage des tanins condensés.....	33
II.2.6. Détermination de l'activité antioxydante.....	33
II.2.6.1. Méthode du DPPH	34
II.2.6.2. Méthode de l'ABTS.....	35
II.3. Analyses statistiques.....	
Chapitre II : Résultats et discussion	36
I. Rendement	37
II. Analyse quantitative.....	37
II.1. Détermination des polyphénols totaux	43

II.2. Détermination des flavonoïdes	
II.3. Détermination des flavonols.....	50
II.4. Détermination des tanins condensés.....	55
II.5. Détermination de l'activité antioxydante.....	64
II.5.1. Méthode du DPPH.....	64
II.5.2. Méthode de l'ABTS.....	69
Conclusion.....	71

Introduction

Environ 80% de la population mondiale utilise les plantes comme principale source d'agents médicamenteux (Shafaei et *al.*, 2011). Les plantes médicinales passent de la frange à une utilisation dominante avec un plus grand nombre de personnes cherchant des remèdes et des approches sanitaires sans effets secondaires causés par des produits chimiques synthétiques (Dubey et *al.*, 2004).

Les plantes *Citrullus lanatus* et *Cucumis melo* sont des classes très importantes de la famille des cucurbitacées. Leurs fruits à chair fraîche, sucrée est très prisée en saison estivale, possèdent de nombreuses propriétés antioxydantes et hydratantes. Leur graines sont également la source de nombreux composés bénéfiques pour la santé tels que les vitamines, les minéraux, les flavonoïdes, les acides aminés,...etc. Parmi ces composées se trouvent les composés phénoliques qui requièrent une attention particulière et sont de plus en plus étudiés, leur diversité structurelle leur confère de nombreuses propriétés intéressantes. En effet, leur rôle d'antioxydants naturels suscite de plus en plus d'intérêt pour la prévention et le traitement du cancer, des maladies inflammatoires, cardiovasculaires et neurodégénératives. Ils sont également utilisés comme additifs pour les industries agroalimentaires, pharmaceutiques et cosmétiques.

De plus, ces deux plantes ont une vaste gamme d'activités pharmacologiques. Elles sont largement utilisées en médecine traditionnelle. Certaines études ont démontré scientifiquement leur efficacité, ce qui amène à s'intéresser quant à la nature des composants phénoliques responsables de ces propriétés curatives, ainsi que de déterminer leur teneur, et rechercher quel graine de ces deux fruits possède le plus d'intérêt.

C'est dans cette optique que s'inscrit notre travail qui a pour but de quantifier les contenus des composés phénoliques, à étudier l'activité antioxydante des différents extraits de *C. lanatus* et *C. melo*. Pour cela, il a été procédé d'abord à l'extraction et au dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et des tanins condensés, suivi par l'étude du pouvoir antioxydant vis-à-vis du DPPH et de l'ABTS pour déterminer l'importance de cette activité.

La pastèque et le melon sont des fruits de la famille des cucurbitacées. Ils sont très appréciés par les consommateurs grâce à leur goût sucré et leur saveur rafraichissante. Ils ont une importance économique qui se traduit par une augmentation de production pour satisfaire la demande de la clientèle en hausse constante. De plus, leurs propriétés et compositions nutritionnelles leur confèrent des bienfaits pour la santé.

I. Généralités sur la pastèque (*Citrullus lanatus*)

I.1. Description botanique

La pastèque *Citrullus lanatus* (Fig. 1 et 2) est une plante herbacée annuelle de la famille des Cucurbitacées. Le genre *Citrullus* a été étudié sur le plan taxonomique, et a été divisé en quatre espèces: *Citrullus lanatus* (syn. *C. vulgaris*) qui est la pastèque cultivée et ses trois espèces apparentées : *C. ecirrhosus*, *C. colocynthis* et *C. rehmii* (Wehner, 2008).

Le fruit de la pastèque est une baie particulière, de forme sphérique, plus ou moins oblongue, son diamètre varie de 30 à 60 cm et l'écorce de 10 à 40 mm d'épaisseur. Ce fruit, de couleur vert foncé souvent marbré de blanc, dont la chair est rouge, jaune, verdâtre ou blanche, pèse le plus souvent entre 4 à 16 kg, mais des fruits de 120 kg ont été également enregistrés. Ses tiges sont rampantes minces, poilus angulaires et peuvent atteindre trois mètres de long. Les feuilles de forme généralement triangulaire, sont très découpées, avec des lobes arrondis, profondément incisés mais aux sinus également arrondis. Certaines feuilles sont transformées en vrilles permettant à la plante de s'accrocher et de grimper sur des supports variés. Cette plante monoïque possède de petites fleurs à corole jaune pâle. Les racines sont étendus mais peu profonde, avec une racine pivotante et de nombreuses racines latérales. Alors que les graines de cette plante sont d'une couleur brune terne, noires ou rouges, de forme ovale, aplatie, 9-12 × 5-7 mm.



Figure 1 : Diverses parties de la plante de pastèque (a) tiges et feuilles, (b) fleurs, (c) fruit.



Figure 2 : Graines de pastèque.

I.2. Classification

Règne :	Plantae.
Division :	Magnoliophyta.
Classe :	Magnoliopsida.
Ordre :	Cucurbitales.
Famille :	Cucurbitaceae.
Genre :	<i>Citrullus</i> .
Espèce :	<i>C. lanatus</i> .
Nom botanique :	<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.)
Nom vernaculaire :	Citronmelon, watermelon (Anglais), Melon d'eau, pastèques (Français), Tarbooz (Hindi), Wassermelone (Allemand) et Batikhe (Arabe).

I.3. Origine et domestication de la pastèque

Mallick et Masui (1986), Esquinas-Alcazar et Gulick (1983) ont proposé l'Afrique centrale et le désert du Kalahari comme le centre d'origine de la pastèque cultivée. Elle peut avoir été domestiquée en Egypte et l'Asie occidentale autour de 2000 avant J.C, et a été connue très tôt dans l'Asie centrale (Pitrat et al., 1999). Le Hindustan, une zone englobant l'Inde, le Népal, la Birmanie, le Pakistan et la Thaïlande a également été proposée comme un centre de domestication de cette culture (Zeven et De wet, 1982).

I.4. Propriété de la pastèque

Les principaux composants nutritionnels de la pastèque sont les glucides, la vitamine A et C et des éléments minéraux tels que le potassium, le fer et le calcium. La pastèque contient aussi une haute concentration en lycopène, un caroténoïde qui au cours des dernières années a acquis un intérêt considérable pour ses propriétés antioxydantes. Elle contient de 23,0 à 72,0 mg g⁻¹ du poids frais, alors que, pour la tomate fraîche, les concentrations en lycopène varient de 8,8 à 42,0 mg g⁻¹ du poids frais (Fraser and Bramley, 2004 ; Wehner, 2008). La pastèque contient de la citrulline, élément nécessaire à la synthèse de l'arginine aux propriétés cicatrisantes, identifiée pour la première fois il y a plus de 70 ans à partir de la pastèque *Citrullus vulgaris* dont elle tient son nom. La pastèque est la plus importante source de citrulline connue à ce jour avec 0,7 à 3,6 g·kg⁻¹ de pulpe selon l'espèce et le degré de maturité (Rimando et Perkins-Veazie, 2005).

Le tableau 01 résume les constituants chimiques qui sont présent dans chaque partie de cette plante.

Tableau 01 : Phytoconstituants de *Citrullus lanatus*.

Partie de la plante	Constituants	Références
Graines	Protéines brutes, glucides, acides aminés : arginine, isoleucine, leucine. Composition minérale : Na, Ca, Mg. Elles produisent une huile fixe et d'autres acides aminés : citrulline, histidine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane et valine. Saponine, citrine (Cucurbocitrine), tanins, huile essentielle, codsterol, dehydroporiferasterol, clérosterol, isofucosterol, et le stigmastérol. Lycopène, bêta-carotène, xanthophylles, phénoliques, vitamineC.	Ojeh et al., 2008. Anonyme., 1992. Puerta et Cisneros, 2012.

	2-dodécyclobutanone, 2-tétradécylcyclobutanone, radicaux cellulosiques. Protéine-globuline, albumine, gluteline. Glycoprotéine-viciline. Flavonoïdes, vitamine C, thiamine, riboflavine, composés polyphénoliques. Terpène, stéroïde, flavonoïde.	Sin et <i>al.</i> , 2006. Wani et <i>al.</i> , 2011. Yadav et <i>al.</i> , 2011. Olamide et <i>al.</i> , 2011. Hassen et <i>al.</i> , 2011
Huile des graines	Acides gras saturés, acides gras insaturés, tocotriénols. Quantité élevée d'acides gras -acide palmitique, acide stéarique, acide linoléique. Pauvre en acide linoléique. Lipides - huiles – riches en acides gras polyinsaturés – oléique.	Oluba et <i>al.</i> , 2011. Oluba et <i>al.</i> , 2008. Anhwang et <i>al.</i> , 2010.
Cotylédons	Isozyme.	Serrano et <i>al.</i> , 2007.
Fruits	Lycopène et lutéine, bêta-carotène. Polyphénols, flavonoïdes, tanins, vitamines A, B, C, E, caroténoïdes. Cucurbitacine E. La pastèque est une source importante de caroténoïdes, incluant le lycopène et la β -carotène. Alcaloïdes, simple phénol.	Chandrika et <i>al.</i> , 2009. Jamuna et <i>al.</i> , 2010. Abdelwahab et <i>al.</i> , 2011. Munisse et <i>al.</i> , 2011. Hassen et <i>al.</i> , 2011.
Feuilles	Flavonoïdes, tanins, phénols.	Hassen et <i>al.</i> , 2011.
Tiges	Saponine.	Hassen et <i>al.</i> , 2011.

I.5. Cycle de développement

Les semis de pastèque se font du mois de mars au mois d'avril. La germination des graines nécessitant de la chaleur (20° C minimum) et de l'humidité, elles se font, la plupart du temps en serre, en comptant environ 4 semaines avant de les transplanter dans une terre drainée, meuble, profonde et bien réchauffée, à une température optimale de sol de 20 à 35°C pour le développement des racines. La pastèque préfère un sol ayant une texture de limon sableux, avec pH de 5.8, 7.2, en lui réservant un espace d'un mètre de rayon. La floraison de la pastèque et le développement des fruits sont favorisés par une forte intensité lumineuse et une haute température.

La longueur du cycle végétatif total est de 80 à 110 jours selon le climat, avec une période végétative de 20 à 25 jours pour le développement des rameaux, période de floraison de 15 à 20 jours, période de formation de fruits (remplissage) 20 à 30 jours, et enfin période de murissement de 15 à 20 jours. La récolte débute en juillet ou en août.

I.6. Importance économique

La production mondiale en pastèque pour l'année 2011 est de 104 472 354 tonnes. En Algérie, elle est de 1 285 134 tonnes. Selon la FAO (2011), les cinq plus gros producteurs au monde de la pastèque sont la Chine, la Turquie, l'Iran, le Brésil et les Etats-Unis (Tab. 2).

Tableau 2 : Les cinq premiers producteurs de pastèque au monde FAO 2011.

Pays	Production en tonne
Chine	69 139 643
Turquie	3 864 489
Iran	3192011
Brésil	2 198 624
Etats-Unis	1 688 046

II. Généralités sur le melon

II.1. Description botanique, origine et classification

Parmi les Cucurbitacées, le genre *Cucumis* qui comprend plus de 40 espèces dont deux ont une grande importance économique : le melon (*Cucumis melo*) (Fig. 03) et le concombre (*Cucumis sativus*).

Si le genre *Cucumis* est probablement originaire d'Asie, l'espèce *C. melo* est originaire d'Afrique (et le concombre d'Asie). 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.

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.

Les fleurs ont une corolle orange et la biologie florale est assez complexe. Il existe trois types de fleurs : des fleurs mâles, des fleurs femelles, et des fleurs hermaphrodites ou parfaites.

L'immense majorité des variétés de melon cultivées sont monoïques ou andromonoïques (Pitrat, 2013).



Figure 03 : Feuilles, vrilles, fleurs, fruit et graines du melon.

Le fruit du melon est une baie charnue qui est ronde à ellipsoïde, velue pendant son développement précoce, et lisse à réticulée à maturité. Les melons sont très variables dans la couleur, montrant des nuances de jaune, vert, orange, blanc, et souvent tachetée ou rayée; la chair est également variable et habituellement jaune, orange, rose, blanche ou verte. Les melons pèsent de 0,4 à 2,2 kg, portent de nombreuses graines et peuvent goûter et sentir bon, ou pas.

Les graines lisses sont elliptiques et aplaties, 0,5-1,2 cm de long x 0,2-0,7 cm de large; elles sont riches en lipides, en protéines, et contiennent 24 acides gras (Grubben, 2004).

II.2. Classification

Règne :	Plantae
Sous règne :	Tracheobionta
Division :	Magnoliophyta
Classe :	Magnoliopsida
Ordre :	Cucurbitales
Famille:	Cucurbitaceae
Genre:	<i>Cucumis</i>
Nom botanique :	<i>Cucumis melo</i> L.
Nom vernaculaire :	Muskmelon, cantaloupe, honeydew, sugar melon, sweet melon (Anglais), Melon, cantaloup, melon miel (Français), Kharbooza (Hindi), Honigmelone (Allemand) et Faghoos (Arabe).

II.3. Cycle de développement

Le melon est très sensible à la température et à la lumière (intensité lumineuse et durée du jour). Si les conditions sont favorables, le calendrier de production peut être le suivant :

- Un mois du semis à l'apparition des premières fleurs mâles ;
- Un mois de plus pour l'apparition des fleurs femelles ;
- Un à deux mois entre la pollinisation et la maturation du fruit suivant la taille et le type de fruit (Pitrat, 2013).

II.4. Propriétés du melon

Les melons contiennent des minéraux tels que le potassium, le calcium et le fer.

Ce sont également une source importante de vitamine C, vitamine E (tocophérols), polyphénols et caroténoïdes (α -carotène, β -carotène, β -cryptoxanthine, lutéine, zeaxanthine) qui sont dotés de propriétés antioxydantes (Laur et Tian, 2011; Kolayli et *al.*, 2010; Ismail et *al.*, 2010).

Ils renferment aussi une enzyme, la superoxyde dismutase (SOD) qui catalyse la dismutation des superoxydes en oxygène et peroxyde d'hydrogène (Vouldoukis et *al.*, 2004).

Ces fruits contiennent une grande quantité de graines, riches en huile et en protéines possédant des propriétés médicinales.

Le tableau 03 résume les constituants chimiques qui sont présent dans chaque partie de cette plante.

Tableau 03 : Phytocostituants du melon.

Partie de la plante	Constituants	Références
fruit	Bêta-carotènes, apocaroténoïdes.	Fleshman et <i>al.</i> , 2011
Fruit, feuilles, tiges, graines	Composés phénoliques : flavonoïdes.	Tadmor et <i>al.</i> , 2010 ; Ismail et <i>al.</i> , 2010
Fruit, graines	Glucides. Minéraux : fer, cuivre, zinc, manganèse, calcium, phosphore et potassium.	Ismail et <i>al.</i> , 2010 ; Hu Mian-hao et Ao Yansong., 2007. Keng et Hoong., 2005
Fruit	Vitamine C (acide ascorbique).	Keng et Hoong., 2005
Graines	Acides gras : acide linoléique, et acide α linoléique. Acides aminés.	Ismail et <i>al.</i> , 2010 Mian-hao et Ao Yansong., 2007.

	Glycosides phénoliques. Dérivés de la chromone. Inhibiteurs de la trypsine.	De Marino et <i>al.</i> , 2009 Ibrahim, 2010. Lee et Lin., 1995.
Tiges	Cucurbitacines A, B et E.	Chen et <i>al.</i> , 2009 ; Wang et <i>al.</i> , 2007

II.5. Importance économique du melon

Selon la FAO (www.FAO.org), la production mondiale de Cantaloups et d'autres melons a été d'environ 27 million de tonnes en 2004 dont près de 70% cultivés en Asie (Tab. 4). Lorsqu'on compare avec la production d'autres fruits charnus tropicaux, les melons arrivent au 4ème rang après les agrumes, la pastèque et les bananes, avant les mangues, les ananas et les papayes (Tab. 5).

Tableau 04 : Production de melons Cantaloups et d'autres melons par comparaison avec le total des cucurbitacées dans différentes régions du monde en 2005 (<http://www.FAO.org/>).

	Afrique	Asie	Europe	Amérique Nord + Centrale	Amérique Sud	Monde
Cantaloups + autres melons	1.5	20.5	3.2	2.5	0.6	28.3
Million tonnes						
Million Ha	0.07	0.9	0.14	0.13	0.05	1.3
Cucurbitacées	8.1	149.4	14.5	9.8	3.5	184.7
Million tonnes						
Million Ha	0.66	6.47	0.76	0.57	0.25	8.7

Tableau 05 : Production mondiale de Cantaloups, autres melons et des pastèques par comparaison avec les principaux fruits tropicaux frais en 2005 (<http://www.FAO.org/>)

Rang pour la production	Type de fruit	Production Million tonnes	Surface Million Ha
1	Agrumes	105.43	7.6
2	Pastèque	95.13	3.41
3	Banane	72.62	4.45
4	Cantaloups + autres melons	28.33	1.30
5	Mangue	27.96	3.87
6	Ananas	15.88	.85
7	Papaye	6.75	.38

Les polyphénols constituent une famille de molécules organiques largement présente dans le règne végétal. Ils sont caractérisés, par la présence d'au moins deux groupes phénoliques associés en structures plus ou moins complexes. Ces composés sont les produits du métabolisme secondaire

des plantes. Ils sont divisés en plusieurs classes et sont synthétisés par différentes voies.

Les polyphénols prennent une importance croissante, notamment grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé. Ces derniers sont liés à leur diversité structurale.

I. Généralités

Les composés phénoliques peuvent être définis comme des molécules indirectement essentielles à la vie des plantes (d'où la dénomination de métabolites secondaires). Par opposition aux métabolites primaires qui alimentent les grandes voies du métabolisme basal, mais ils sont essentiels dans l'interaction de la plante avec son environnement. Ces composés ont tous en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles. La structure des composés phénoliques naturels varie de simples molécules (acides phénoliques simples) aux molécules les plus hautement polymérisées (tanins condensés), avec plus de 8000 structures phénoliques identifiées (Urquiaga et Leighton, 2000).

Les composés phénoliques peuvent constituer des signaux de reconnaissance entre les plantes, ou bien leur permettant de résister aux diverses agressions vis-à-vis des organismes pathogènes. Ils participent de manière très efficace à la tolérance des végétaux à des stress variés, et par conséquent jouent un rôle essentiel dans l'équilibre et l'adaptation de la plante au sein de son milieu naturel. Du point de vue thérapeutique, ces molécules constituent la base des principes actifs que l'on trouve dans les plantes médicinales (Macheix et *al.*, 2005).

II. Biosynthèse des composés phénoliques

II.1. La voie du Shikimate

L'origine biosynthétique des composés phénoliques des végétaux est proche, tous dérivant de l'acide shikimique. Cette voie conduit à la formation des oses aux acides aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine), puis par désamination conduit aux acides cinnamiques et à leurs très nombreux dérivés : acide benzoïque, acétophénones, lignanes et lignines, coumarines (Bruneton, 1993).

II.2. La voie des phénylpropanoïdes

La voie de phénylpropanoïde commence par la phénylalanine (Phe) qui fournit en plus des principaux acides phénoliques simples, coumarines, isoflavonoïdes, flavonoïdes, acide

salicylique, des précurseurs de lignine, qui est quantitativement le second biopolymère le plus important après la cellulose.

III. Classification des polyphénols

Les polyphénols peuvent se regrouper en deux grands groupes : **Les non flavonoïdes** dont les principaux composés sont : les acides phénoliques, les stilbènes, les lignanes, les lignines et les coumarines (Hoffmann, 2003) et **les flavonoïdes**, dont on caractérise principalement : les flavones, flavanones, flavonols, isoflavonones, anthocyanines, proanthocyanidines et flavanols (Pincemail et al., 2007).

Le tableau 06 illustre les différentes classes des composés phénoliques selon leurs structures carbonées de base (Macheix et al., 2005).

Tableau 06 : Les principales classes des composés phénoliques.

Squelette carboné	Classe	Exemple	Origine (exemple)
C6	Phénols simples	Catéchol	
C6-C1	Acides hydroxybenzoïques	p-Hydroxybenzoïques	Epices, fraise
C6-C3	Acides hydroxycinnamique	Acide caféique, acide férulique	Pomme de terre Pomme
	Coumarines	Scopolétine, esculétine	<i>Citrus</i>
C6-C2-C6	Stilbènes	Resvératrol	Vigne
C6-C3-C6	Flavonoïdes		
	•Flavonols	Kamphérol, quercétine	Fruits, légumes, fleurs
	•Anthocyanes	Cyanidine, pélargonidine	Fleurs, fruits rouges
	•Flavanols	Catéchine, épicatechine	Pomme, raisin
	•Flavanones	Naringénine	<i>Citrus</i>
•Isoflavonols	Daidzéine	Soja	
(C6-C3)2	Lignanes	Pinorésinol	Pin
(C6-C3)n	Lignines		Bois, noyau de fruits
(C15)n	Tanins		Raisin rouge, kaki

III.1. Les non flavonoïdes

III.1.1. Acides phénoliques (C6-C1 ou C6-C3)

Les acides phénoliques font partie des formes les plus simples des composés phénoliques et se séparent en deux grands groupes distincts, qui sont les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxycinnamiques.

➤ Acides hydroxybenzoïques C6-C1

Ce sont des dérivés de l'acide benzoïque et ont une structure générale de base de type (C6-C1) (Fig. 04). Ces molécules existent souvent sous forme d'esters ou de glycosides (Macheix et *al.*, 2005). Les principaux acides hydroxybenzoïques retrouvés dans les végétaux sont les acides *p*-hydroxybenzoïque, protocatéchique, vanillique, gallique et syringique (Chanforan, 2010).

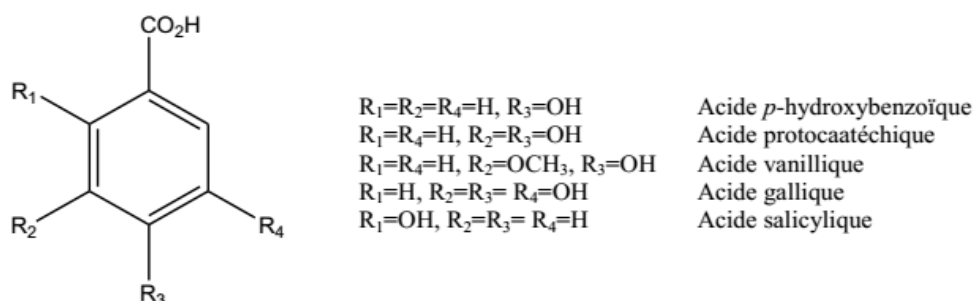


Figure 04 : Quelques exemples des acides hydroxybenzoïques.

➤ Acides hydroxycinnamiques C6-C3

Ce sont des dérivés de l'acide cinnamique et ont une structure générale de base de type (C6-C3) (Fig. 05). Ils existent souvent sous forme combinée avec des molécules organiques. Les degrés d'hydroxylation et de méthylation du cycle benzénique, conduisent à une réactivité chimique importante de ces molécules (Macheix et *al.*, 2005).

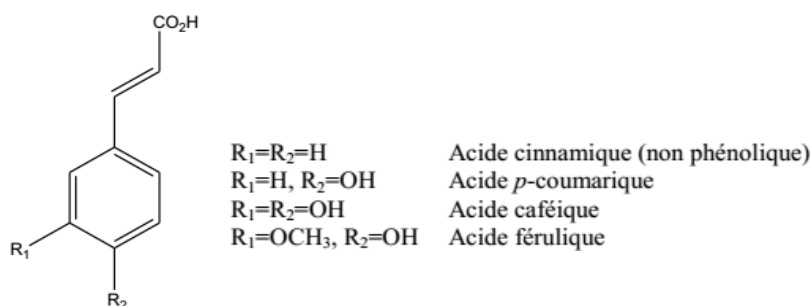


Figure 05 : Quelques exemples des acides hydroxycinnamiques.

III.1.2. Stilbènes C6-C2-C6

Les stilbènes présentent une structure en C6-C2-C6 (Fig. 06). Ils se trouvent en petites quantités dans l'alimentation humaine (Belkheiri, 2010). Ils sont généralement isolés des plantes sous formes hydroxylés, méthylés, esterifiés, glycosylés ou même prenylés.

Le resvératrol ou le 3, 5, 4'-trihydroxystilbène appartient à cette classe. Il possède de nombreuses propriétés biologiques. Cependant, son pouvoir anticancéreux a suscité un grand intérêt (Demelin, 2012).

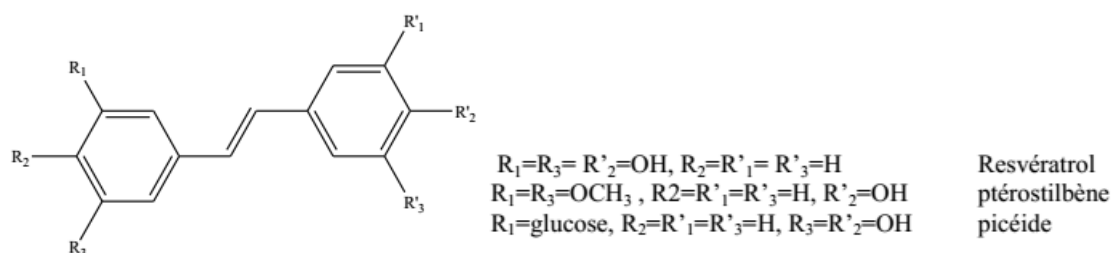


Figure 06 : Quelques exemples des structures chimiques des stilbènes.

III.1.3. Lignines (C6-C3)n

La lignine est un polymère fortement ramifié, formé par trois alcools phénoliques simples (Fig. 07). Les alcools sont oxydés en radicaux libres par une enzyme ubiquiste chez les plantes: la peroxydase. Les radicaux libres réagissent ensuite spontanément et au hasard pour former la lignine (Hopkins, 2003).

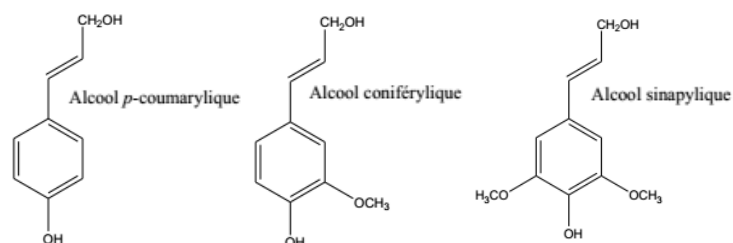


Figure 07 : Les principaux constituants de la lignine.

La lignine est localisée dans les parois cellulaires et plus spécialement dans les parois secondaires des éléments conducteurs, contribuant à la résistance mécanique et à la rigidité des tiges lignifiées (Hopkins, 2003). La figure 08 montre la structure d'une lignine.

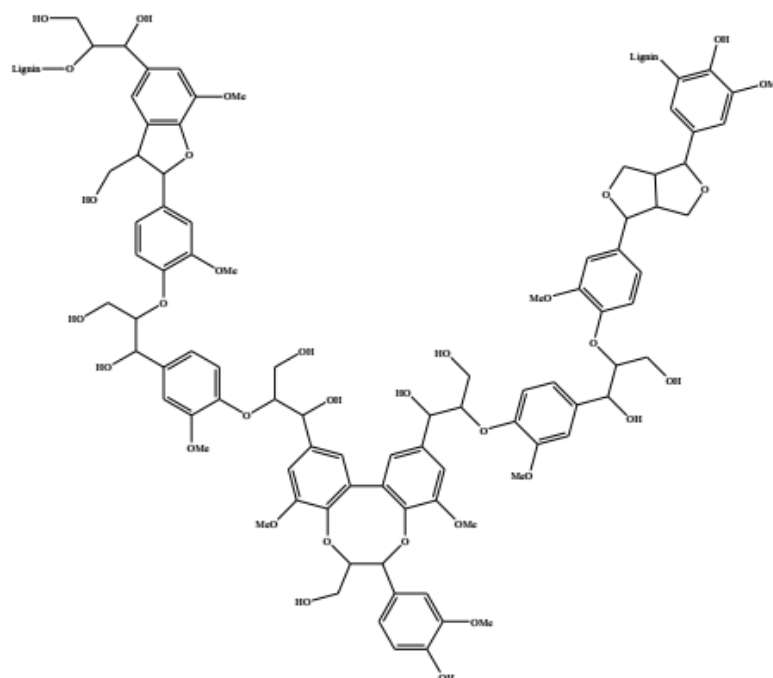


Figure 08 : Structure de la lignine.

III.1.4. Lignanes (C6-C3)₂

Les lignanes (Fig. 09) sont des composés dont la formation implique la condensation d'unités phénylpropaniques (C6-C3). Leur distribution botanique est large, plusieurs centaines de composés ont été isolés dans environ soixante dix familles (Bruneton, 2016).

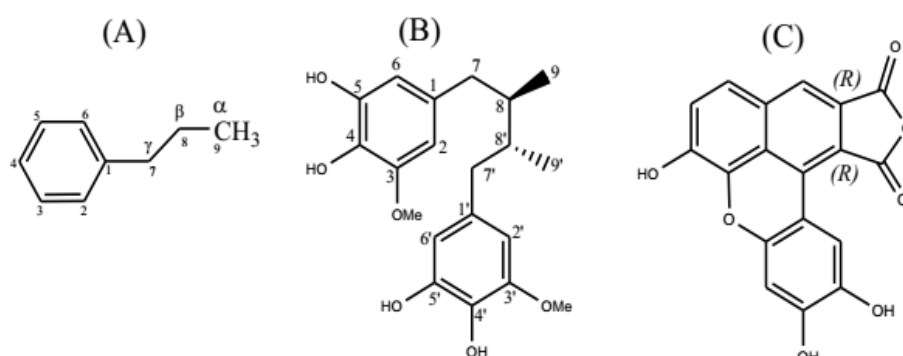


Figure 09 : Exemples des structures chimiques des lignanes. (A) unité de phénylpropane C6-C3. (B) Sauriol A (lien β - β'). (C) rufescidride.

III.1.5. Coumarines C6-C3

Les coumarines (Fig. 10) dérivent des acides hydroxycinnamiques par cyclisation interne de la chaîne latérale. Dans la cellule, les coumarines sont principalement présentes sous forme glycosylée. Elles sont considérées comme des phytoalexines (Hoffmann, 2003).

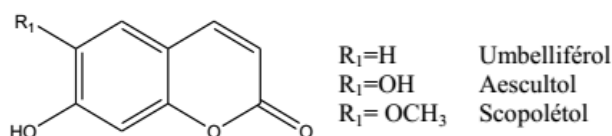


Figure 10 : Quelques exemples des structures chimiques des coumarines.

III. 2. Les flavonoïdes C6-C3-C6

Les flavonoïdes constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels qui sont quasiment universels chez les plantes vasculaires. Ils constituent des pigments responsables des colorations jaune, orange, et rouge de différents organes végétaux (Ghedira, 2005). Tous les flavonoïdes possèdent la même structure de base (C6-C3-C6), ils contiennent quinze atomes de carbone dans leur structure de base: deux cycles aromatiques A et B à six atomes de carbones (Fig. 11) liés avec une unité de trois atomes de carbone qui peut ou non être une partie d'un troisième cycle C (Tapas et al., 2008).

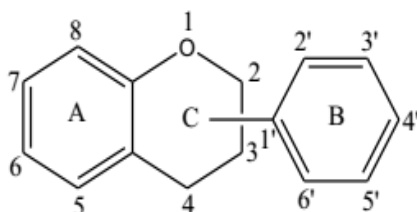


Figure 11 : Structure de base des flavonoïdes.

Plus de 4000 flavonoïdes ont été identifiés dans les plantes, et la liste ne cesse de croître. Les principales classes des flavonoïdes sont : les flavonols, les flavones, les flavanones, les flavan-3-ols, les isoflavones et les anthocyanes (Sadasivam et Thayumanavan, 2003). Ils varient dans leurs caractéristiques structurales par la diversité fonctionnelle autour de l'oxygénation de l'hétérocycle.

Tous les flavonoïdes ont une origine biosynthétique commune et, de ce fait, possèdent le même élément structural de base. L'étape clé de la formation des flavonoïdes est la condensation, catalysée par la chalcone synthase, d'une unité **phényle propanoïde** avec trois unités malonyl-CoA.

Cette chalcone est l'intermédiaire caractéristique de la synthèse des divers flavonoïdes (Bruneton, 1999).

III.2.1. Flavonols

Ce sont les flavonoïdes les plus répandus dans le règne végétal, ils sont essentiellement représentés par la quercétine, le kaempférol et la myricétine. Les flavonols (Fig. 12) qui s'accumulent dans les tissus végétaux sont presque toujours sous la forme conjugués glycosylés (Fraga, 2009).

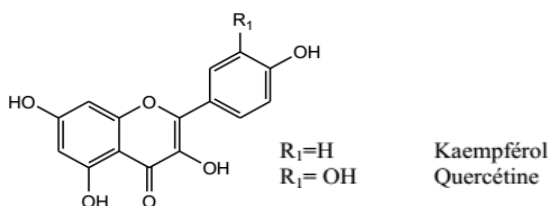


Figure 12 : Des exemples des structures chimiques des flavonols.

III.2.2. Flavones

Elles sont principalement représentées dans l'alimentation par l'apigénine et la lutéoline (Fig. 13). Contrairement aux flavonols, elles sont moins répandues dans les fruits et les légumes. Par conséquent, leur apport alimentaire est très faible (Fraga, 2009).

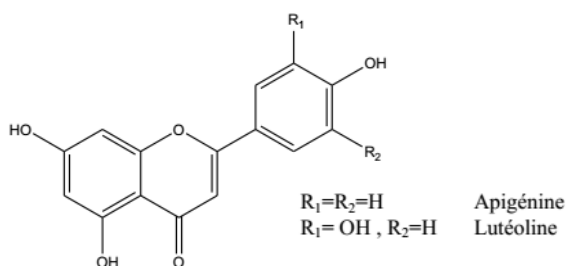


Figure 13 : Des exemples des structures chimiques des flavones.

III.2.3. Flavanones

Ces molécules sont caractérisées par l'absence de double liaison en 2, 3 et par la présence d'un centre d'asymétrie en position 2 (Fig. 14). Elles existent sous forme libre ou sous forme glycosylée (Portet, 2007).

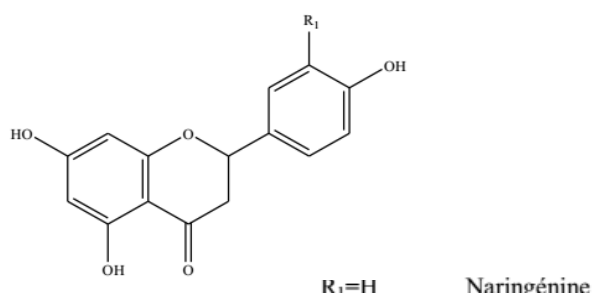


Figure 14 : Des exemples des structures chimiques des flavanones.

III.2.4. Flavan-3-ols ou flavanols

Ces molécules sont toujours hydroxylées en C3 et se caractérisent par l'absence du groupe carboxyle en C4 (Fig. 15). Elles sont souvent à l'origine des polymères flavoniques appelés proanthocyanidols ou tanins condensés (Fraga, 2009).

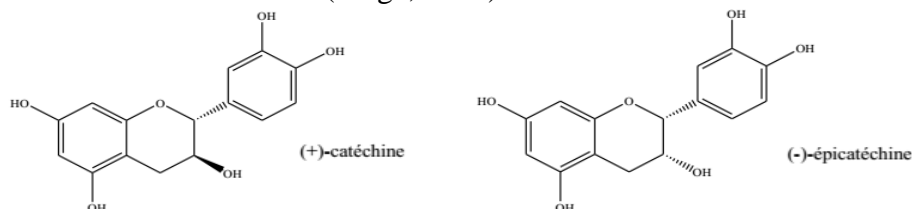


Figure 15 : Deux exemples des structures chimiques des flavan-3-ols.

III.2.5. Isoflavones

Les isoflavones sont considérées comme des dérivés des flavones, elles représentent une sous-classe importante et très distinctive des flavonoïdes (Bouheroum, 2007). Contrairement à la plupart des autres flavonoïdes, les isoflavones sont caractérisées par la présence d'un cycle B fixé à C3 plutôt que la position C2 (Fig. 16). Ils ont une distribution très limitée dans le règne végétal (Fraga, 2009).

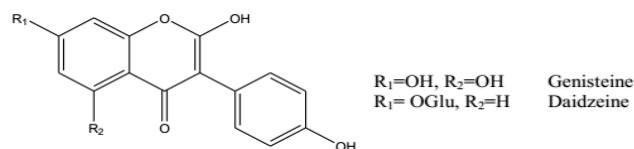


Figure 16: Deux exemples des structures chimiques des isoflavones.

III.2.6. Anthocyanes

Les anthocyanes sont des pigments hydrosolubles présents dans la plupart des espèces (Kong *et al.*, 2003). Ces pigments sont des dérivés du cation 2-phénylbenzopyrylium plus communément appelé cation flavylium (Fig. 17). Ils sont accumulés dans les vacuoles cellulaires (Kerio *et al.*, 2012) et ils sont responsables des couleurs rouges, violettes et bleues dans les fruits, les légumes, les fleurs et les graines, mais ils jouent aussi un rôle important dans la physiologie végétale comme attracteurs des insectes et dans la dispersion des graines (Shipp *et Abdel-Aal*, 2010).

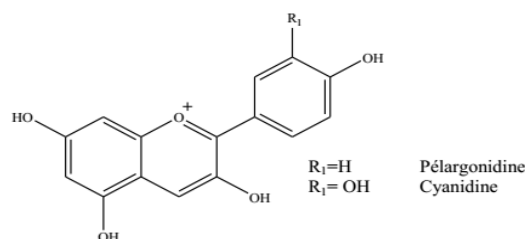


Figure 17: Deux exemples des structures chimiques des anthocyanes.

III.3. Les tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structures variées, ayant en commun la propriété de tanner la peau, c'est-à-dire de la rendre imputrescible. Ces substances ont en effet la propriété de se combiner aux protéines, ce qui explique leur pouvoir tannant. Très répandus dans le règne végétal, ils peuvent exister dans divers organes, mais on note une accumulation plus particulièrement dans les tissus âgés ou d'origine pathologique. Ils sont localisés dans les vacuoles, quelques fois combinés aux protéines et aux alcaloïdes. On distingue: les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Roux et Catier, 2007).

III. 3.1. Les tanins hydrolysables

Les tanins hydrolysables (Fig. 18) ou acides tanniques sont des polymères de l'acide gallique ou de son produit de condensation ; l'acide éllagique. Ils ont un poids moléculaire plus faible et précipitent beaucoup moins les protéines que les tanins condensés.

Ils sont divisés en éllagitannins et gallotannins, Les gallotannins libèrent par hydrolyse acide, hydrolyse basique, à l'eau chaude ou par action enzymatique de l'acide gallique (Collin, et Crouzet, 2011).

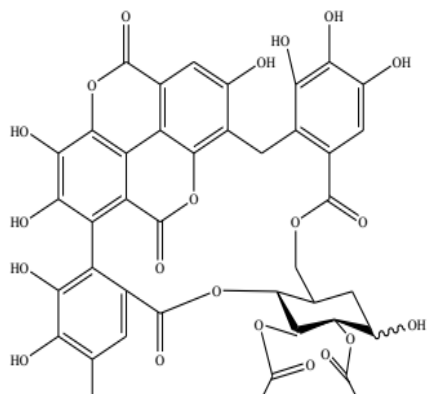


Figure 18: Exemple des tanins hydrolysables.

III. 3.2. Les tanins condensés

Les tanins condensés (Fig. 19.) appelés aussi proanthocyanidines ou procyanidines, sont des polyphénols de masse molaire élevée. Ils résultent de la polymérisation auto-oxydative ou enzymatique des unités de flavan-3,4-diol liées majoritairement par les liaisons C4-C8 (parfois C4-C6) des unités adjacentes, et se nomment ainsi proanthocyanidines de type B. Lorsque la

condensation se produit entre les unités adjacentes par la liaison C4-C8 et par une liaison d'éther additionnelle entre C2 et C7, les proanthocyanidines sont dits de types A (Wollgast et Anklam, 2000 ; Dykes et Rooney, 2006).

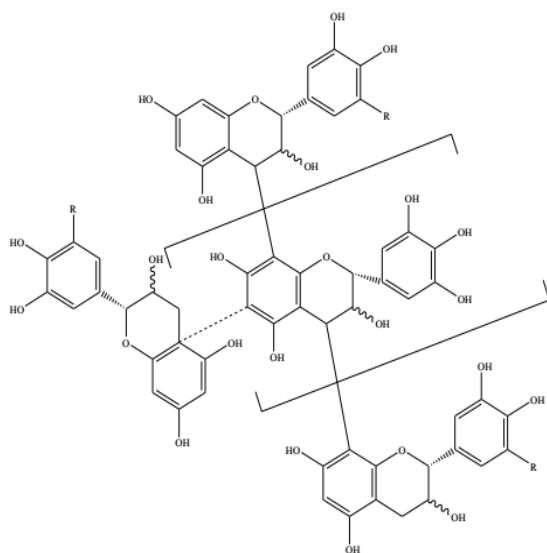


Figure 19: Exemple des tanins condensés.

IV. Propriétés biologiques des polyphénols

Les recherches récentes sur les composés phénoliques en général, et les flavonoïdes en particulier, sont très poussés en raison de leurs divers propriétés physiologiques comme les activités anti-allergique, anti-arthérogénique, anti-inflammatoire, hépatoprotective, antimicrobienne, antivirale, antibactérienne, anticarcinogénique, anti-thrombotique, cardioprotective et vasodilatatoire (Middleton et *al.*, 2000 ; Ksouri et *al.*, 2007). Ces actions sont attribuées à leur effet antioxydant qui est due à leurs propriétés redox. Celles ci jouent un rôle important dans la destruction oxydative par la neutralisation des radicaux libres, piégeage de l'oxygène, ou décomposition des peroxydes (Nijveldt et *al.*, 2001).

Les effets bénéfiques des polyphénols intéressent particulièrement deux domaines: la phytothérapie et l'hygiène alimentaire (Leong et Shui, 2002). D'après les études multiples attestant de l'impact positif de la consommation des polyphénols sur la santé et la prévention des maladies, les industriels commercialisent maintenant des aliments enrichis en polyphénols ou des suppléments alimentaires.

De plus, leur activité antioxydante assure une meilleure conservation des denrées alimentaires en empêchant la peroxydation lipidique. Dans l'industrie cosmétique, les composés phénoliques

trouvent leur application pratique en luttant contre la production des radicaux libres néfastes pour la santé et la beauté de la peau. En phytothérapie, même si certaines indications sont communes à plusieurs classes (les propriétés vasculoprotectrices, sont par exemple aussi bien attribuées aux flavonoïdes qu'aux anthocyanes, tanins et autres coumarines), chaque classe chimique semble être utilisée pour des bénéfices spécifiques (Hennebelle et *al.*, 2004). En ce qui concerne les flavonoïdes, ces composés peuvent empêcher les dommages oxydatifs par différents mécanismes d'actions : soit par capture des radicaux hydroxyles, superoxydes, alkoxyles et peroxydes (Hodek et *al.*, 2002), soit par chélation des métaux (le fer et le cuivre) qui sont d'importance majeure dans l'initiation des réactions radicalaires, soit l'inhibition des enzymes responsables de la génération des radicaux libres (Van Acker et *al.*, 1998 ; Benavente-Garcia et *al.*, 1997). Ils jouent un rôle très important dans le traitement du diabète (inhibant l'aldose réductase), de la goutte (inhibant la xanthine oxydase), des inflammations (inhibant la lipoxygénase, la phospholipase et la cyclooxygénase), des hépatites, des tumeurs, de l'hypertension (quercétine), des thromboses (flavonols), des allergies et des affections bactériennes et virales (anti-HIV) (Anderson et *al.*, 1996 ; Cowan, 1999 ; Yao et *al.*, 2004). Mais, on attribue également aux flavonoïdes des propriétés neurosédatives, antispasmodiques, diurétiques, anti-œstrogènes (isoflavones), contre la sénescence cérébrale et ses conséquences telle l'altération de la mémoire et la confusion. D'autres part, les citroflavonoïdes (flavonoïdes provenant de divers *Citrus*) et la fragilité capillaire (insuffisance veino-lymphatique, crise hémorroïdaire) (Hennebelle et *al.*, 2004).

Les anthocyanes sont également utilisés dans les troubles de la fragilité capillaire (vigne rouge, *Vitis vinifera* L.), mais aussi comme diurétiques, voire même antiseptiques urinaires. Leur plus grande spécificité reste cependant leur propriété d'améliorer la vision nocturne en facilitant la régénération du pourpre rétinien (myrtille, *Vaccinium myrtillus* L. ; cassis, *Ribes nigrum* L.) (Hennebelle et *al.*, 2004). Présente comme des couleurs brillantes dans les fruits et les légumes, les anthocyanidines ont montré leur effet inhibiteur de la croissance des lignées cellulaires humaines (Zhang et *al.*, 2005).

Les tanins sont dotés d'un certain pouvoir astringent, par lequel on explique leurs propriétés vasculoprotectrices, cicatrisantes et anti-diarrhéiques (chêne, *Quercus* spp.). Les proanthocyanidines dimères de l'aubépine (*Crataegus* spp.) seraient de bons sédatifs cardiaques (Hennebelle et *al.*, 2004). Concernant le pouvoir antioxydant des tannins, cette propriété est très remarquable due à leurs noyaux phénols et la présence des groupes di- ou trihydroxyles sur le cycle B et les groupes méta 5, 7 dihydroxyles sur le cycle A. Les tannins catéchiques du thé vert : gallate

d'épicatéchine, gallate d'épigallocatechine et l'épicatéchine sont des puissants extracteurs des radicaux libres (Rahman *et al.*, 2006), ils inhibent les ions Cu^{2+} qui catalysent l'oxydation des lipoprotéines dans les macrophages *in vitro* (Yoshida *et al.*, 1999).

Les **coumarines** sont utilisées pour leurs propriétés vasculoprotectrices, neurosédatives, diurétiques, stomachiques et carminatives (Hennebelle *et al.*, 2004). Ils ont la capacité de capter les radicaux hydroxyles, superoxydes, et peroxydes. Ils préviennent également la peroxydation des lipides membranaires (Anderson *et al.*, 1996).

Les **acides phénols et ses dérivés** sont considérés comme responsables de l'activité cholérétique de l'artichaut et les propriétés antipyrétiques et anti-inflammatoires des dérivés salicylés (Hennebelle *et al.*, 2004). Les composés possédant les activités antioxydantes et antiradicalaires sont l'acide caféique, l'acide gallique et l'acide chlorogénique (Bossokpi, 2002). Pour l'acide caféique, il se montre très efficace contre les virus, bactéries et champignons (Cowan, 1999). Alors que l'acide gallique a pour pouvoir de réduire la viabilité des cellules cancéreuses du poumon chez les souris *in vitro* et que la combinaison de cet acide avec les médicaments anticancéreux tels la cisplatine peut être un traitement efficace pour ce type de cancer (Rangkadilok *et al.*, 2007). Il peut aussi prévenir les dommages oxydatifs d'ADN cellulaire à une faible concentration et exerce une forte activité antiproliférative tels que la quercétine sur les cellules humaines cancéreuses du colon et les cellules épithéliales du foie chez les rats normaux (Lee *et al.*, 2005).

Certaines **quinones**, dérivant de l'antraquinone, sont des laxatifs stimulants. Elles sont rencontrées dans la bourdaine (*Rhamnus frangula* L.), les sénés (*Cassia* spp.) et les Aloès (*Aloe* spp.). D'autres activités antidépressives (hypericin), anti-protozoaires, antivirales, antibactériennes, fongicides et antiallergiques ont été décrites et plusieurs molécules du groupe ont une toxicité non négligeable (Bruneton, 1993 ; Hennebelle *et al.*, 2004).

La pastèque et le melon sont des fruits dotés d'importantes propriétés thérapeutiques.

En effet, ils ont été utilisés depuis des siècles comme remèdes contre de nombreuses maladies.

Les propriétés médicinales de ces plantes sont dues en grande partie à leurs compositions phytochimiques. De nombreuses études illustrent leur pouvoir curatif notamment celle de leurs graines.

I. Définition de la phytothérapie

Le mot phytothérapie provient de deux mots grecs "*phytos*" qui signifie plante et "*therapeuo*" qui signifie soigner. C'est une méthode thérapeutique qui utilise l'action des plantes médicinales.

On peut distinguer deux types de phytothérapie :

- Une pratique traditionnelle, parfois très ancienne basée sur l'utilisation de plantes selon les vertus découvertes empiriquement. C'est une médecine non conventionnelle du fait de l'absence d'étude clinique.

- Une pratique basée sur les avancées scientifiques qui recherche des extraits actifs des plantes. Les extraits actifs identifiés sont standardisés.

Cette pratique conduit aux phytomédicaments et selon la réglementation en vigueur dans le pays, la circulation des phytomédicaments est soumise à l'autorisation de mise sur le marché (AMM). On parle alors de pharmacognosie ou de biologie pharmaceutique.

De ce fait, nous détaillerons dans ce chapitre les utilisations traditionnelles et quelques études qui démontrent les intérêts pharmacologiques des plantes étudiées.

II. La phytothérapie et la pastèque

II.1. Utilisation traditionnelle de *Citrullus lanatus*

Citrullus lanatus aurait été utilisé traditionnellement, comme purgatif et émétique à haute dose, vermifuge, émollient, diurétique et tonique.

Les graines sont utilisées dans le traitement des infections des voies urinaires, l'hydropisie et les calculs rénaux, l'intoxication à l'alcool, l'hypertension, le diabète, la diarrhée et la gonorrhée (Erhirhie et Ekene, 2013).

II.2. Activités pharmacologiques de *Citrullus lanatus*

II.2.1. Activité antibactérienne

Adunola et *al.*, 2015, ont étudié l'activité antibactérienne de l'extrait des graines de *Citrullus lanatus*. Les résultats ont montré que les extraits des graines obtenus par macération à froid et par l'extraction au Soxhlet, en utilisant du méthanol et du chloroforme ont un potentiel en tant qu'agents antibactériens, en particulier contre *Staphylococcus sp.* et *Pseudomonas aeruginosa*. De

plus, l'isolement de saponines à partir de graines s'avère plus efficace sur les bactéries à Gram positif.

D'autres études ont été menées dans le but de tester l'activité antimicrobienne des extraits chloroformique, hexanique et éthanoliques des feuilles, tiges, fruits et graines de *Citrullus lanatus* var. *citroides* sur les bactéries (*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus subtilis* et *Proteus vulgaris*) et des champignons (*Aspergillus niger* et *Candida albicans*) en utilisant la méthode de diffusion sur disque. Il en résulte que l'extrait Chloroformique du fruit a présenté l'activité antibactérienne la plus élevée. Les extraits éthanoliques de la pulpe de fruit et de la tige ont montré l'activité antifongique la plus élevée contre *C. albicans*. *A. niger* s'est avéré très sensible à l'extrait chloroformique des graines et à l'extrait éthanolique des feuilles. Les résultats obtenus sont comparables aux médicaments standards; clotrimazole et gentamicine (Hassan et al., 2011).

II.2.2. Activité hépatoprotectrice

➤ L'effet du jus de la pastèque de Diyarbakir (*Citrullus lanatus* cv: Sürme) sur la peroxydation lipidique dans le foie du rat, le rein et le cerveau :

L'administration du tétrachlorure de carbone avec le jus du pastèque ou Urso Deoxy Colic Acide (UDCA) réduit significativement les marqueurs sériques des lésions hépatiques, l'aspartate aminotransférase (AST), alanine aminotransférase (ALT), la bilirubine totale (TB) et provoque la diminution de l'albumine par rapport au groupe témoin (Altas et al., 2011).

➤ L'effet protecteur de l'extrait du n-hexane de l'huile de semence de *Citrullus lanatus* contre les lésions hépatiques induites par le tétrachlorure de carbone . (CCL4) chez le rat :

L'huile des graines de *Citrullus lanatus*; *Citrullus Lanatus* Seed Oil « CLSO » (125mg) et CLSO (250mg) a provoqué une diminution significative des taux d'ALT, AST et ALP (Alcaline phosphatase)-dans le sérum des groupes d'animaux traités-qui avaient augmenté suite à l'action du CCl4 causant des lésions hépatiques. Leurs effets sont comparables au médicament standard silymarine (100mg/kg) (Madhavi et al., 2012).

II.2.3. Activité anti-inflammatoire

Madhavi et al., 2012, ont étudié in-vivo et in-vitro l'activité anti-inflammatoire de l'huile des graines de *Citrullus lanatus*. L'huile a été testée in vivo sur l'œdème de la patte induit par la carraghénane chez le rat et in vitro par la méthode de la stabilisation de la membrane des globules rouges humaines. L'efficacité de l'huile a été comparée avec le diclofénac (10mg/kg) utilisé comme standard.

L'huile a démontré une réduction significative de l'œdème chez la patte du rat induit par la carraghénane après maximum 3h. La réduction en pourcentage du volume de la patte a été de 44,44%, 55,56% et 63,11% pour le CLSO (50mg/kg), le CLSO (100mg/kg) et le diclofénac (10mg/kg) respectivement. Le CLSO à une concentration de 100, 250 et 500 µg/ml a présenté respectivement une protection de 42,35%, 68,48% et 78,50% de HRBC (Human Red Blood Cell) en solution hypotonique.

II.2.4. Activité anti-ulcère

Alok Bhardwaj et *al.*(2012), ont démontré les propriétés anti-ulcérogène de l'extrait méthanolique brut des graines de *Citrullus lanatus* dans deux modèles d'ulcères différents chez les rats albinos Wistar. L'extrait administré oralement à une dose de 300mg/kg, une fois par jour pendant une semaine, a montré un effet significatif dans le cas de la ligature pylorique (ligature 4 h) et en immersion dans l'eau (25°C pendant 3 h), stress induisant l'ulcère. En effet, il a démontré un indice protection de 57,33% et 63,38% respectivement, ce qui est comparable aux médicaments standards : Ranitidine (50mg/kg) and Omeperazole (20mg/kg) qui présentent des indices de protection de 64,47% et 70,59% dans le cas de la ligature pylorique et en immersion dans l'eau respectivement.

De plus, *Citrullus lanatus* a significativement diminué le volume gastrique (53,55%), l'acidité libre (57,02%) et l'acidité totale (36,53%) en cas de ligature pylorique et immersion dans l'eau.

En outre, l'extrait méthanolique des graines de *Citrullus lanatus* a présenté une activité antiulcéreuse liée à la dose avec une activité maximale à 800mg/kg (Okunrobo et *al.*, 2012).

II.2.5. Anti-hyperlipidémie

La consommation de l'extrait de la variété cultivée de *Citrullus lanatus* conduit à une réduction du poids corporel et de la masse grasse sans influencer la masse maigre.

Il est responsable également de la diminution les concentrations plasmatiques de cholestérol, et a entraîné une réduction de l'athérosclérose dans l'arche aortique et régions thoraciques (Poduri et *al.*, 2013).

II.2.6. Activité laxative

L'administration orale de l'extrait aqueux de la pulpe de fruits de *Citrullus lanatus* a produit une augmentation significative et dépendante de la dose d'excrétion fécale des rats et la stimulation de la motilité gastro-intestinale (Sharma et *al.*, 2011).

II.2.7. Activité anti-giardiale

Cette étude a été menée sur les extraits bruts d'acétate d'éthyle, éther de pétrole et butanol des fruits de *C. lanatus* var. *Citroides* ainsi que sur les Cucurbitacine E et Cucurbitacine L 2-O-β-

glucoside qui sont des composés purs isolés de cette même variété, afin de déterminer son activité anti-giardiale.

Les résultats suggèrent que tous les extraits bruts et les composés isolés étaient actifs contre *Giardia lamblia*, et que les Cucurbitacine E et Cucurbitacine L 2-O- β -glucoside ont révélé une puissante activité anti-giardiale (Hassan et al., 2011).

II.2.8. Activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits (chloroforme, acétate d'éthyle et du méthanol) de *Citrullus lanatus* a été mesurée par la méthode DPPH. Les extraits possèdent une activité antioxydante remarquable et l'extrait méthanolique des graines de *Citrullus lanatus* a montré le potentiel antioxydant maximal (Gill et al., 2011).

III. La phytothérapie et le melon

III.1. Utilisation traditionnelle de *Cucumis melo*

Cucumis melo a été utilisé traditionnellement en tant que purgatif, vermifuge, agent immunomodulateur, contre la dyspepsie ainsi que pour maintenir les fonctions rénales et la prévention des dysfonctionnements cardiaques, il possède des propriétés antirhumatismales et anti-goutte.

Les graines du melon sont utilisées contre la dysurie, et possèdent des propriétés antitussives, vermifuges et fébrifuges.

Les racines ont des propriétés émétiques.

La pulpe des fruits est employée comme une lotion contre l'eczéma aigu et chronique.

Les fruits sont émollients, stomachiques et étaient utilisés comme aide au traitement contre les brûlures.

Les fleurs ont des propriétés expectorantes.

III.2. Effet pharmacologique de *Cucumis melo*

III.2.1. Activité analgésique et anti-inflammatoire

L'extrait méthanolique des graines de *Cucumis melo* possède de puissantes propriétés analgésiques.

En effet, il inhibe l'afflux des leucocytes et diminue le taux des leucotriènes B4 (LTB4).

Ces derniers sont responsables de la réaction inflammatoire induite par la carrageenan produisant ainsi un effet anti-inflammatoire (Gill et al., 2011).

III.2.2. Activité antioxydante et piégeage des radicaux libres

L'extrait méthanolique des cataloupes (*Cucumis melo* var. *cantalupensis*) a montré une

activité antioxydante (DPPH) et antiradicalaire piègeuse de radicaux libres hydroxyles, due principalement à la présence des composés phénoliques en particulier les flavonoïdes.

L'activité antioxydante la plus importante a été observée dans les extraits des feuilles et des racines des cantaloupes (Ismail et *al.*, 2010).

III.2.3. Activité anti ulcère

L'extrait méthanolique des graines de *Cucumis melo* a démontré une activité anti ulcère, qui pourrait être due à la réduction de la perméabilité vasculaire, le piégeage des radicaux libres et la diminution de la peroxydation lipidique.

La présence de triterpenoides et des stérols sont responsables de ces actions (Gill et *al.*, 2011).

III.2.4. Activité anticancéreuse

Les cucurbitacines A, B et E sont des triterpènes tétracycliques fortement oxygénés, présentent chez la famille des Cucurbitacées, connues pour leurs propriétés antitumorales (Chan et *al.*, 2010 ; Wang et *al.*, 2007).

III.2.5. Effet hépatoprotecteur

Les pédicelles séchés de *Cucumis melo* améliorent la fonction hépatique et augmentent la glyconéogenèse. Ils sont également utilisés pour le traitement contre les hépatites chroniques, la jaunisse et la cirrhose du foie (Wang et *al.*, 2007).

III.2.6. Activité diurétique

L'extrait éthéré des graines de *Cucumis melo* a été testé sur des chiens anesthésiés. Il augmente significativement la sécrétion d'urines et leur teneur en chlorure (Wright et *al.*, 2007).

III.2.7. Activité antidiabétique

Le traitement de l'oxykine, qui est un extrait de cantaloupe riche en superoxyde dismutase SOD, améliore l'état des rongeurs atteints de néphropathie diabétique.

L'oxykine pourrait devenir une nouvelle approche pour prévenir la néphropathie diabétique (Naito et *al.*, 2005).

III.2.8. Prévention contre l'athérosclérose

La consommation quotidienne du jus du melon prévient l'athérosclérose et la stéatose hépatique (Dé cordé et *al.*, 2010).

III.2.9. Activité antimicrobienne, anthelminthique et immuno-modulatrice

Les extraits méthanoliques et n-hexane des graines de *Cucumis melo* ont démontré une activité antimicrobienne et anthelminthique remarquables (Ibrahim, 2010).

De plus, cette plante est aussi utilisée comme vermifuge (Zinchenko et *al.*, 1955) , et possède des propriétés immunomodulantes (Vouldoukis et *al.*, 2003).

I. Matériels

I.1. Echantillonnage

Le matériel végétal est constitué de graines séparées de la pulpe des fruits (*Citrullus lanatus* et *Cucumis melo*). Ces derniers ont été achetés du marché local de la wilaya de Mostaganem, situant à 102m d'altitude, 35°55'52" N de latitude, 0°05'21" E de longitude, pendant toute la saison estivale.



Figure 20 : Carte de situation de la zone d'échantillonnage.

I.2. Drogue végétale

Afin d'assurer une bonne conservation et d'empêcher la détérioration du matériel végétal, les graines obtenues ont été étalées à l'air libre, loin de toute source de lumière et d'humidité, évitant ainsi toutes interactions possibles qui pourraient changer la composition chimique.

Par la suite, elles ont été pesées et séchées à trois reprises pendant trois jours successifs dans une étuve à une température de $\leq 40^\circ$ C, jusqu'à la stabilisation du poids (matière sèche).

Les graines asséchées ont été finement broyées à l'aide d'un mortier en porcelaine. Le broyage a permis de rompre les membranes cellulaires et la matrice extracellulaire et de libérer, en même temps, les organites et les molécules contenues dans la cellule (Lafont et Duval, 2001). Sous cette forme, la drogue présente une plus grande surface de contact avec le solvant extracteur et permet ainsi d'améliorer le rendement des extractions (Gaucher et Lussan, 2001).

Pour son utilisation ultérieure et afin d'éviter sa photo-oxydation, la drogue a été conservée à l'obscurité dans des bocaux hermétiquement fermés. Les précautions prises visent à réduire les

divers mécanismes de dégradation relatifs aux caractères organiques de ses matières premières (Ferrari, 2002), à savoir la dénaturation des métabolites secondaires (Kümkele et Lobmeyer, 2007).

I.3. Appareils et produits chimiques

I.3.1. Appareillage

Les différents appareils utilisés sont :

- Balance analytique de type Kern ;
- Lyophilisateur de type Martin –Christ ;
- Etuve de type Memmert ;
- Rotavapeur de type Büchi;
- Spectrophotomètre UV-visible de type Jenway 6517 ;
- Vortex de type Nahita;
- Dispositif de filtration sous vide.

I.3.2. Produits chimiques et réactifs

Les différents produits chimiques utilisés sont :

- Ethanol absolu 99, 8% (Sigma Aldrich);
- Méthanol 99, 6% (Sigma Aldrich);
- Trichlorure d'aluminium $AlCl_3$ (Sigma Aldrich);
- Carbonate de sodium $NaHCO_3$ (Biochem) ;
- Acétate de sodium(Merk);
- Folin Ciocalteu (Sigma);
- 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl : DPPH (Aldrich) ;
- 2'-azynobis-[3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid]: ABTS (Sigma Aldrich).
- Acide gallique $C_7H_6O_5H_2O$ (Merck);
- Acide ascorbique 99% (Sigma Aldrich);
- Rutine $\geq 94\%$ (Sigma);
- Vanilline (Sigma Aldrich);
- Catéchine (Sigma Aldrich);
- Acide chlorhydrique concentré (HCL).

I.3.3. Autres ustensiles ou produits utilisés

- Mortier en porcelain;
- Entonnoirs;
- Eprouvettes;
- Fioles;

- Boîtes de pétri (GM);
- Micropipettes;
- Pipettes;
- Propipettes;
- Bêchers;
- Erlenmeyers;
- Papier wattman N°01;
- Entonnoirs Beckman.

II. Méthodes

II.1. Préparation des extraits

L'extraction est une étape très importante avant l'analyse quantitative et qualitative des polyphénols. En effet, plusieurs facteurs influencent le rendement et la qualité des extraits comme le choix de la méthode d'extraction, le pH, la température, la lumière, le moment de la récolte du matériel végétal, ...etc.

En outre, la solubilité des composés phénoliques est affectée par la polarité du solvant utilisé.

II.1.1. Macération à l'éthanol 95%

Les graines broyées sous forme de poudre ont été macérées, à température ambiante dans de l'éthanol 95%. Cinquante grammes (50g) de poudre pour chacune des espèces ont été mélangés avec 125ml d'éthanol. Après 72h à l'obscurité, Ces derniers ont été filtrés sous vide, en utilisant un tissu mousseline puis un papier filtre wattman #01, et enfin conservés à - 20° C.

II.1.2. Extraction par décoction

La méthode d'extraction employée est la décoction à 10%. Elle a été effectuée selon le protocole décrit par Kumar et *al.* (2010), où 50g de poudre de graines ont été ajoutés à 500ml d'eau distillé.

Le mélange recouvert de papier aluminium a été agité pendant une heure à 90° C. Après refroidissement et filtration sur du tissu mousseline, les filtrats ont subit une centrifugation pendant 20 min à raison de 4000 t/min à température ambiante, puis filtrés sur papier filtre wattman N°1 sous vide et conservés à - 20° C jusqu'à son utilisation ultérieure.

II.1.3. Extraction au méthanol 80%

L'extraction par le méthanol a été effectuée selon le procédé de Kim et *al.* (2003) modifié, en introduisant 50g de broyat dans 500ml de méthanol aqueux (80%). Le mélange a subit une agitation à l'aide d'un homogénéisateur Ultra thurax à raison de 20000 tours/min pendant 20 min. Après

filtration, sous vide, avec du papier filtre normal puis du papier wathman N°01, le résidu a été rincé avec 5 ml de solvant et le marc récupéré a été extrait de nouveau dans les mêmes conditions.

Après évaporation des solvants sous vide à l'aide d'un évaporateur de type Büchi à une température de 40° C, les solutions restantes ont été lyophilisées. Enfin les extraits secs méthanoliques, éthanolique et le décocté (lyophilisat) ont été conservés dans des boîtes hermétiquement fermés à - 20° C, jusqu'à utilisation ultérieur.

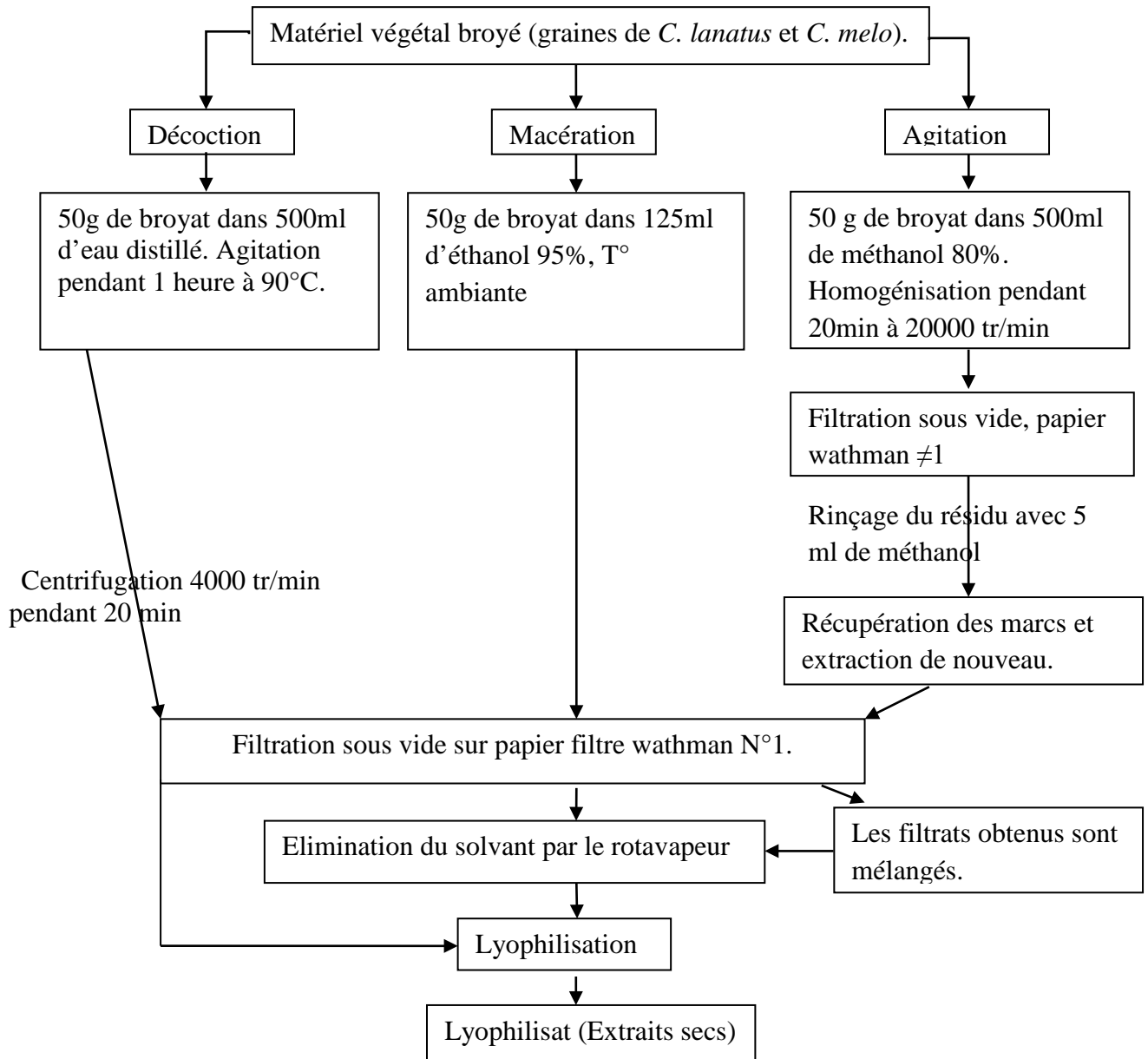


Figure 21 : Protocoles des extractions.

II.2. Etude quantitative (Analyses phytochimiques)

II.2.1. Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction a été calculé par la formule donnée par Falleh *et al.*, 2008:

$$R (\%) = 100 \text{ Mext/Méch.}$$

Où : R est le rendement en % ; Mext est la masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg et Méch est la masse sèche de l'échantillon végétal en mg.

II.2.2. Dosage des polyphénols totaux

La détermination de la teneur des polyphénols a été faite en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce dernier est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMO}_{12}\text{O}_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxyde bleu de tungstène et de molybdène. La coloration produite est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (Boizot et charpentier, 2006).

La méthode utilisée est celle décrite par Milliauskas *et al.* (2004), elle consiste à mélanger un volume de 1ml d'extrait avec 5ml de réactif de Folin Ciocalteu (2M) dilués 10 fois. Après 5 minutes d'incubation, 4ml de carbonate de sodium de concentration 75g/l ont été ajoutés. Des solutions de concentrations croissantes d'acide gallique (standard) allant de 0 à 100 mg/l ont été réalisées dans les mêmes conditions et ont été utilisées comme référence. Après une heure d'incubation à température ambiante, l'absorbance a été lue au spectrophotomètre UV-visible (Jenway 6715) à 765 nm contre un blanc (eau distillé). Les teneurs en polyphénols totaux ont été exprimées en milligramme équivalent acide gallique par gramme de lyophilisat (mg EAG/g. Lyo.). Toutes les mesures ont été réalisées en triplicata.

II.2.3. Dosage des flavonoïdes totaux

Les teneurs en flavonoïdes, dans les extraits, ont été déterminées en utilisant le trichlorure d'aluminium AlCl_3 , selon la méthode décrite par Chang *et al.* (2002). Un volume de 0,75ml d' AlCl_3 (2%) dans le méthanol a été mélangé à un volume égal d'extrait. Les densités optiques ont été lues à 430 nm, à l'aide d'un spectrophomètre, après 10 min d'incubation à l'obscurité à température ambiante contre un blanc préparé sans le trichlorure d'aluminium (méthanol). Les résultats des teneurs en flavonoïdes ont été calculés par rapport à la courbe du standard ; la rutine, utilisée comme substance de référence avec des concentrations allant de 0 à 100 mg/l, et exprimée en milligramme équivalent rutine par gramme de lyophilisat (mg ER/g. Lyo.). L'expérience a été répétée trois fois.

II.2.4. Dosage des flavonols totaux

Les flavonols sont l'une des classes importantes des flavonoïdes. Ils possèdent des propriétés antioxydantes qui peuvent être déterminées en appliquant la méthode décrite par Abdel Hameed ,2009. Approximativement, un volume de 1 ml d'extrait a été mélangé à un volume égal de trichlorure d'aluminium $AlCl_3$ (2%) et 3ml d'acétate de sodium (50mg/ml). Les densités optiques ont été lues à 440 nm, après 2,5 heures d'incubation à l'obscurité à température ambiante à l'aide d'un spectrophomètre (le blanc étant le méthanol), contre une courbe étalon de rutine utilisée comme substance de référence tracée avec des concentrations croissantes allant de 0 à 200mg/l, et exprimées en milligramme équivalent rutine par gramme de lyophilisat (mg ER/g. Lyo.). Tous les essais ont été réalisés en triplicata.

II.2.5. Dosage des tanins condensés

Le dosage des tanins condensés a été effectué selon la méthode de Broadhurst et Jones (1978), modifiée par Heimler et *al.* (2006). Le principe de ce dosage est basé sur la fixation du groupement aldéhydique de vanilline sur le carbone 6 du cycle A de la catéchine pour former un complexe chromophore rouge qui absorbe à 500nm (Schofield et *al.*, 2001).

Pour 400 μ l de l'échantillon ou standard, 3ml d'une solution de vanilline (4% dans le méthanol) 1,5 ml d'acide chlorhydrique concentré ont été ajoutés. Le mélange a été incubé durant 15 minutes et l'absorbance a été lue à 500nm. Les concentrations des tanins condensés ont été déduites à partir des gammes d'étalonnage établies avec la catéchine (0-1mg/ml), et sont exprimées en milligramme équivalent catéchine par gramme de lyophilisat (mg EC/g. Lyo.). Toutes les mesures ont été réalisées 3 fois.

II.2.6. Détermination de l'activité antioxydante

II.2.6.1. Méthode du DPPH

Le composé chimique 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) est un radical libre de couleur violacée qui absorbe dans l'Ultra Violet-visible à la longueur d'onde de 517nm (Wootton-Beard et *al.*, 2011).

La réduction du radical libre DPPH en DPPH-H (2,2-diphényl-1-picrylhydrazine) qui se produit lorsque l'électron célibataire s'apparie, provoque une décoloration représentative de la capacité des extraits à piéger les radicaux libres (Hadbaoui, 2012).

La mise en évidence de l'activité antioxydante a été effectuée selon le protocole de Zuraini et *al.*, 2008, dans laquelle un volume de 50 μ l d'une concentration de 20mg/ml de chaque extrait a été ajouté à 5ml de la solution méthanolique du DPPH• (0,004 %). L'absorbance a été mesurée à 517nm après 30 minutes d'incubation à température ambiante. L'inhibition du radical libre DPPH

par l'acide ascorbique employé comme standard avec des concentrations allant de 0 à 1mg/ml a été étudiée. Toutes les mesures ont été effectuées à trois reprises.

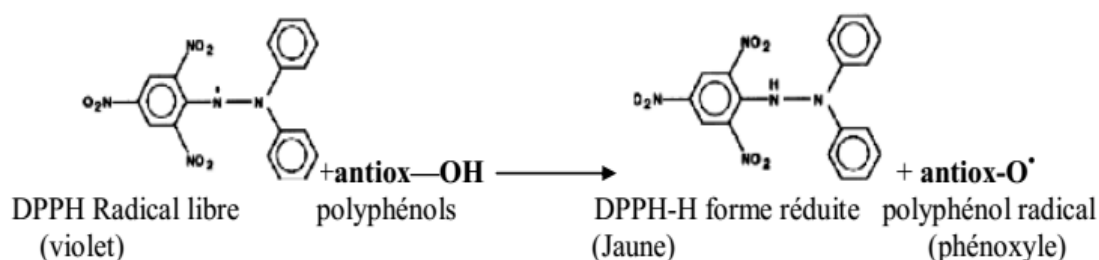


Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.

La capacité antioxydante des extraits a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH selon la formule suivante :

$$\% \text{Inhibition} = [(A \text{ blanc} - A \text{ échantillon}) / A \text{ blanc}] \times 100$$

Où :

A blanc : Absorbance du blanc (5ml DPPH + 50 μ l méthanol).

A échantillon : Absorbance de l'échantillon.

II.2.6.2. Méthode de l'ABTS

L'analyse spectrophotométrique de l'activité des extraits à piéger les cathions. ABTS \cdot^+ : **2,2-Azino-bis (ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid)** a été déterminée selon la méthode de Re et *al.* (1999). La préparation du radical cationique ABTS \cdot^+ a été effectuée par un mélange de 7mM de la solution ABTS avec 2,45mM de persulfate de potassium (1/1,volume/volume), qui a été maintenu dans l'obscurité à température ambiante pendant 4 à 16 heures. Le mélange a ensuite été dilué avec de l'éthanol de façon à obtenir une absorbance de 0,700 \pm 0,05 à 734 nm. Le dosage a été réalisé en ajoutant 1,8 ml de la solution d'ABTS \cdot^+ à 0,2ml de la solution testé (0-20mg/ml) , le tout est agité pendant 45 secondes. Une courbe d'étalonnage a été tracée en prenant pour référence l'acide ascorbique à des concentrations allant de 0 à 1mg/ml. Les mesures de la densité optiques ont été prises après 15 minutes d'incubation. L'activité antioxydante des extraits a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical cationique selon la formule suivante :

$$\% \text{Inhibition} = [(Abs \text{ contrôle} - Abs \text{ extrait}) / Abs \text{ contrôle}] \times 100$$

Où :

Abs contrôle : Absorbance du contrôle (absorbance de la solution en absence de molécules testées).

Abs extrait: Absorbance de solution en présence de molécules testées.

Toutes les mesures ont été effectuées à trois reprises.

II.3. Analyses statistiques

Toutes les mesures ont été données en triplicata et exprimées en moyenne \pm écart type. Elles ont été analysées et comparées en utilisant l'ANOVA et le test de Student Neuman Keuls. Les valeurs de P inférieures ou égal à 5% ($p \leq 0,05$) sont statistiquement significatives.

I. Rendement

Après extraction et lyophilisation, les extraits obtenus ont été récupérés sous forme d'une pâte ou d'une poudre. Le rendement a été calculé en pourcentage de masse d'extrait par rapport à la masse de la plante sèche.

Le tableau 07 représente les aspects physiques, les couleurs et les rendements des différents extraits, selon la plante étudiée et le solvant utilisé.

Tableau 07 : Aspects physiques, couleurs et rendements des différents extraits de *Citrullus lanatus* et *Cucumis melo*.

Espèces	Solvants	Aspects physiques	Couleurs	Rendements (%)
<i>Citrullus lanatus</i>	Ethanol 95%	Pate huileuse	Jaune	1,7076
	Eau distillée	sec	marron	13,818
	Méthanol 80%	Pate	Jaune foncé	7,431
<i>Cucumis melo</i>	Ethanol 95%	Pate huileuse	blanche	1,577
	Eau distillée	sec	blanc	6,501
	Méthanol 80%	Pate	blanc	1,339

Il a été constaté que les rendements d'extraction diffèrent selon la plante étudiée, et au sein de la même espèce selon le solvant utilisé. En effet, l'extrait aqueux de *C. lanatus* a présenté le rendement le plus important avec 13,818%, suivi de celui méthanolique (7,431%). Quant à l'extrait éthanolique, il représente le plus faible taux avec seulement 1,7076%.

Comme précédemment, l'extrait aqueux de *C. melo* a présenté, également, le meilleur rendement avec 6,501%. Par contre, l'éthanol et le méthanol se sont montrés les moins efficaces avec seulement 1,577 et 1,339%, respectivement.

Il pourrait être déduit que pour le *C. lanatus*, l'eau est le meilleur solvant car il permet d'extraire le plus haut taux de composés polaires. Ces derniers sont plus solubles et présentent une plus grande affinité avec l'eau. Ces propriétés sont moins observées par le méthanol et l'éthanol. De plus, la supériorité du décocté par rapport aux deux autres extraits suggère que la température jouerait un effet positif améliorant, par conséquent, l'extraction des molécules bioactives.

De même pour *Cucumis melo*, l'eau est également le solvant ayant fait ressortir le plus de polyphénols en raison de leur grande polarité et affinité avec celui-ci.

A l'exception de l'extrait éthanolique (1,7076 vs 1,577%), il est clairement remarqué que les rendements sont plus importants chez *Citrullus lanatus* par rapport à *Cucumis melo*, avec des écarts importants ; l'extrait aqueux : 13,818 vs 6,501- le méthanolique : 7,431 vs 1,339 – l'éthanolique. Ceci semble indiquer que la composition chimique des métabolites secondaires (composés

phénoliques) chez *C. lanatus* présente une meilleure solubilité pour les trois solvants par rapport à *C. melo*.

Par solvant, l'eau représente le meilleur milieu extractif permettant d'extraire les composés polaires, suivi du méthanol et enfin l'éthanol.

II. Analyse quantitative

II.1. Détermination des polyphénols totaux

Le contenu des composés phénoliques a été déterminé par la méthode colorimétrique utilisant le réactif de Folin Ciocalteu.

Les résultats obtenus ont été exprimés en milligrammes équivalent acide gallique par gramme de "lyophilisat" (mg EAG/g. Lyo.), à partir de la courbe d'étalonnage (Fig. 23) dont l'équation de régression linéaire est : $y=0,0169x$ et le coefficient de corrélation $R^2 = 99,88\%$.

Les teneurs en composés phénoliques exprimées en milligrammes équivalent d'acide gallique par 100 gramme de matière sèche (mg EAG/100g. Lyo.) ont été aussi calculés, en insérant le rendement d'extraction.

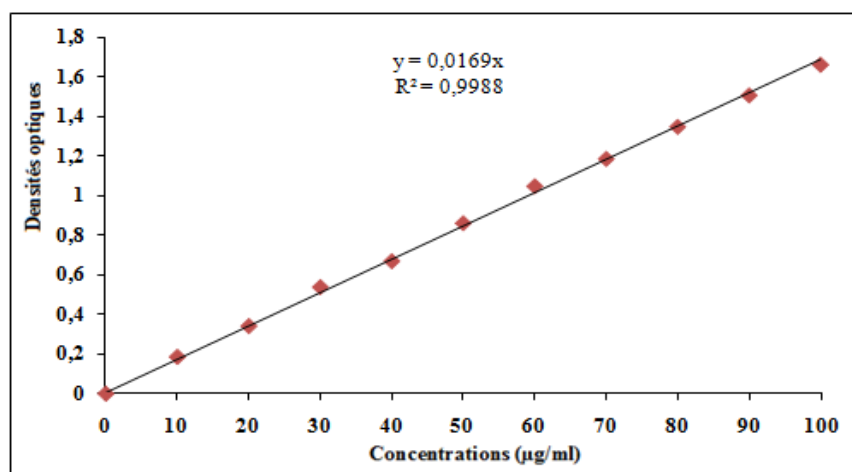


Figure 23 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

Comme le montre la figure (Fig. 24), la teneur en polyphénols totaux dans les extraits aqueux (EA), éthanolique (EE) et méthanolique (EM) est variable, et diffère d'un extrait à un autre.

Chez *C. lanatus*, l'EE a présenté la plus grande teneur en composés phénoliques totaux, soit $19,834 \pm 0,978$ mg EAG/g. Lyo. Beaucoup moins, l'EM ($8,234 \pm 0,412$ mg EAG/g. Lyo.) et l'EA ($7,37 \pm 0,795$ mg EAG/g. Lyo.) ont été montrés, relativement, moins riches, soit des écarts de 11,6 et 12,464 mg EAG/g. Lyo., respectivement.

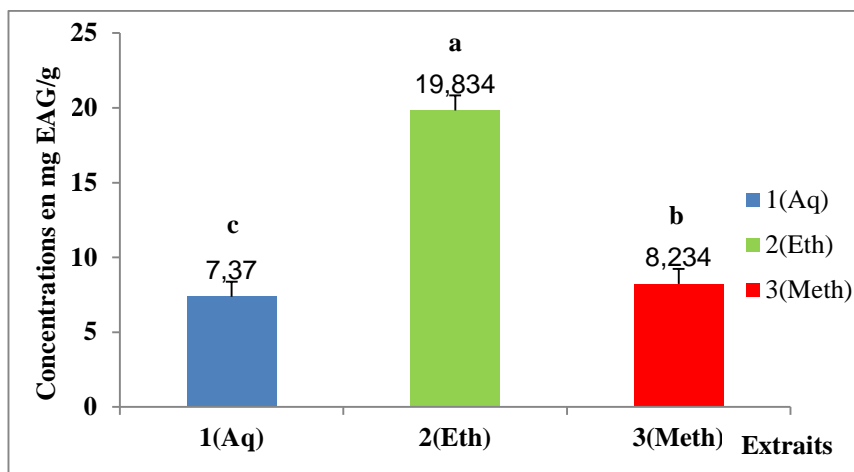


Figure 24 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* en polyphénols totaux (mg EAG/g. de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Parallèlement, les teneurs en polyphénols totaux notées chez *C. melo* ont été montrées également différentes. Les résultats illustrés par la figure 25 montrent clairement la supériorité de l'EA avec une valeur de $21,123 \pm 0,456$ (mg EAG/g. Lyo.), suivi de l'EM ($17,78 \pm 0,232$ mg EAG/g. Lyo.), et finalement l'EE ($13,019 \pm 0,102$ mg EAG/g. Lyo.).

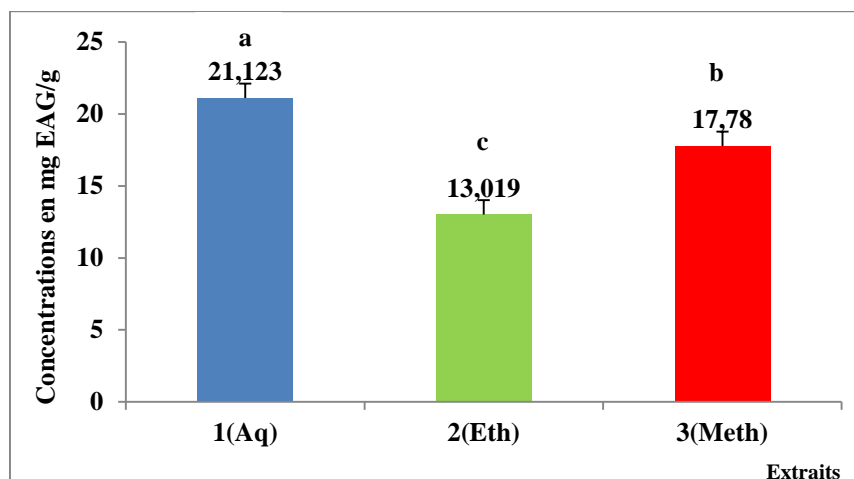


Figure 25: Teneurs des extraits du *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'étude statistique a révélé la présence d'une différence significative ($F_1=401,599$; $P=0$) entre les deux espèces, dans la teneur des polyphénols totaux (Fig. 26). C'est ainsi que le *C. melo* a enregistré la plus forte valeur par rapport au *C. lanatus* ($17,307 \pm 4,073$ vs $11,813 \pm 6,960$ mg EAG/g. Lyo.).

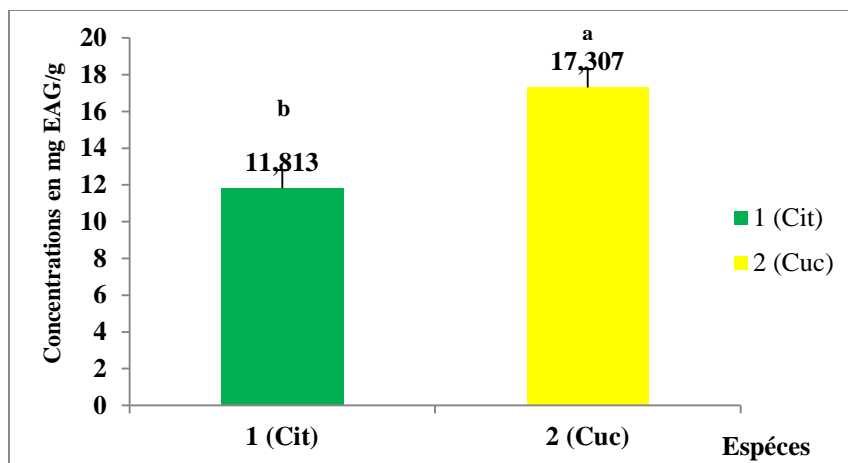


Figure 26: Teneurs des extraits des graines du *C. lanatus* et *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les extraits (Fig. 27) ont montré également une différence significative ($F_2=53,155$; $P=0$), et ont été classés par ordre décroissant comme suit : l'EE ($16,427 \pm 4,819$ mg EAG/g. Lyo.); l'EA ($14,247 \pm 9,724$ mg EAG/g. Lyo.) ; l'EM ($13,007 \pm 6,750$ mg EAG/g. Lyo.).

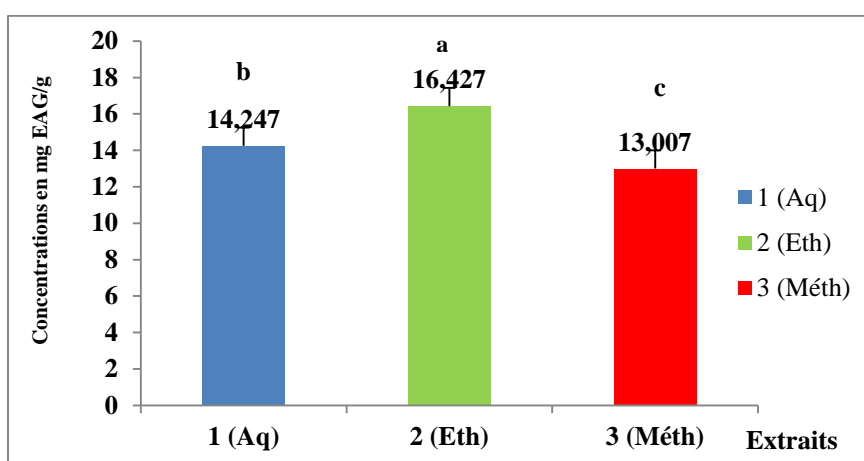


Figure 27 : Teneurs des extraits des graines du *C. lanatus* et *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse bi factorielle ($F_{1,2}=523,535$, $P=0$) a révélé la richesse de l'EA du *C. melo* avec un taux de $21,123\pm 0,456$ mg EAG/g. Lyo. (Fig. 28), puis de l'EE du *C. lanatus* ($19,834\pm 0,978$ mg EAG/g. Lyo.), suivi de l'EM du *C. melo* avec une valeur moins importante de $17,780\pm 0,232$ mg EAG/g. Lyo. L'EE du *C. melo* et l'EM du *C. lanatus* ont atteint le taux de $13,019\pm 0,102$ et $8,234\pm 0,412$ (mg EAG/g. Lyo.) respectivement. Enfin, l'EA du *C. lanatus* détenait la plus faible fraction ($7,37\pm 0,795$ mg EAG/g. Lyo.).

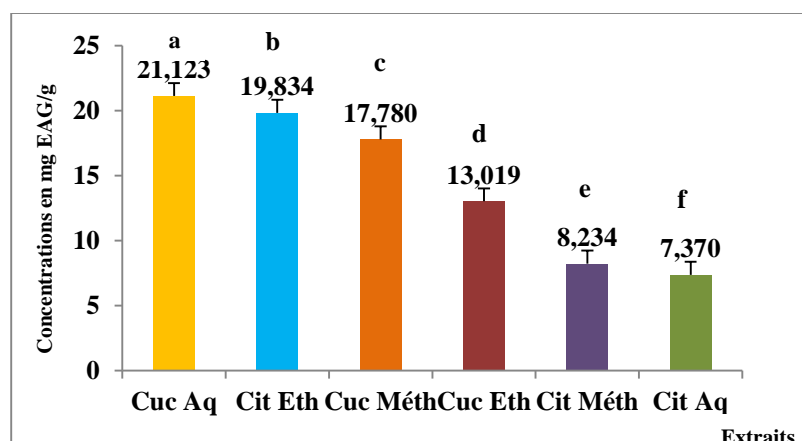


Figure 28: Teneurs des extraits des graines du *C. lanatus* et du *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/g de lyophilisat), selon l'espèce et le solvant utilisé. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P\leq 0,05$).

Par rapport à 100g de matière sèche (Fig. 29), c'est l'EA qui a enregistré la plus grande teneur en polyphénols totaux ($101,846\pm 10,98$ mg EAG/100g. Lyo.), suivi de l'EM renfermant une quantité inférieure ($61,19\pm 3,063$ mg EAG/100g. Lyo.), et en dernier lieu l'EE qui contenait le plus faible taux de ces composés ($33,868\pm 1,670$ mg EAG/100g. Lyo.).

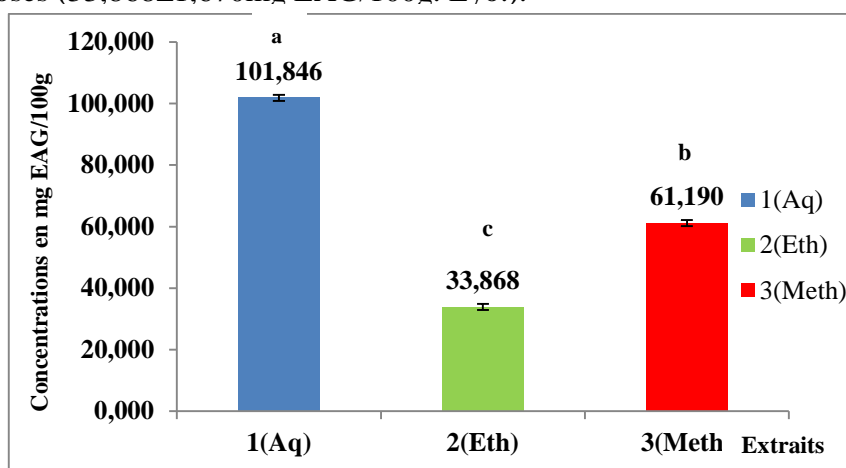


Figure 29 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P\leq 0,05$).

Dans le même sens, et par rapport à 100g de matière sèche du *C. melo* (Fig. 30), c'est l'EA qui a présenté la plus grande teneur en polyphénols totaux ($137,321 \pm 2,962$ mg EAG/100g. Lyo.), suivi de l'EM ($23,807 \pm 0,310$ mg EAG/100g. Lyo.). Enfin, l'EE a manifesté le plus faible taux ($20,531 \pm 0,160$ mg EAG/100g. Lyo.).

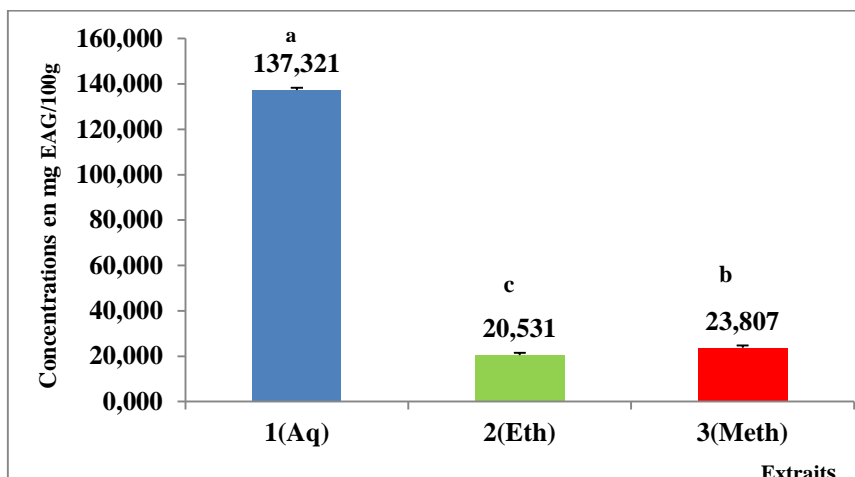


Figure 30 : Teneurs des extraits du *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

La figure 31 ($F_1=4,922$; $P=0,04475$) indique que c'est le *C.lanatus* qui a obtenu la plus grande teneur en polyphénols totaux ($65,634 \pm 34,206$ mg EAG/100g. Lyo.), par rapport au *C.melo* ($60,553 \pm 66,503$ mg EAG/100g. Lyo.).

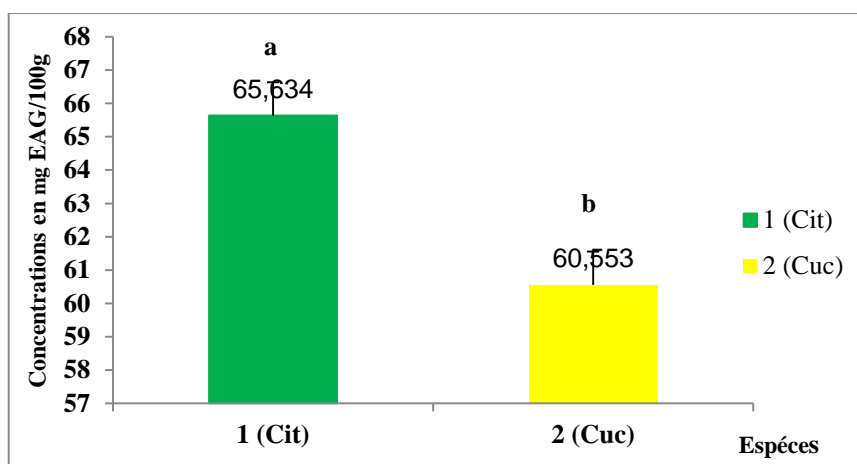


Figure 31: Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls,

Par ailleurs, L'EA ($F_2=623,066$; $P=0$) (Fig. 32) a renfermé la plus haute quantité de ces composés ($119,583 \pm 25,085$ mg EAG/100g. Lyo.), suivi de l'EM ($42,498 \pm 26,434$ mg EAG/100g. Lyo.), et en dernier lieu, l'EE ($27,2 \pm 9,431$ mg EAG/100g. Lyo.).

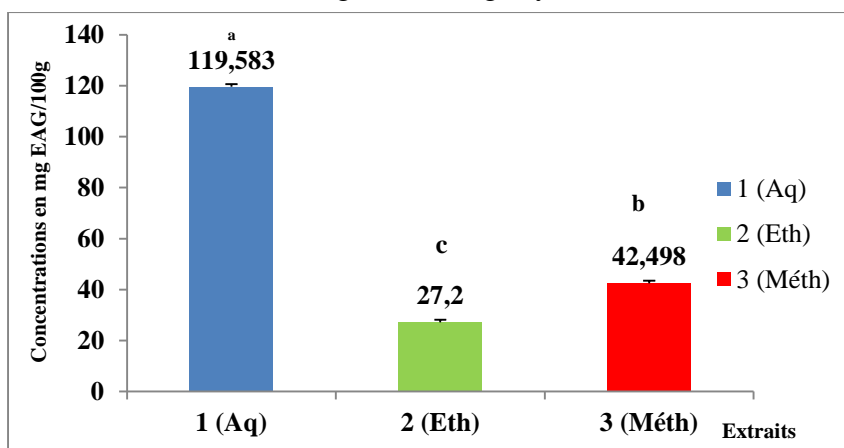


Figure 32 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Comme précédemment, les résultats sont significativement différents ($F_{1,2}=87,557$; $P=0$) (Fig. 33). L'EA du *C. melo* a présenté la valeur prépondérante ($137,321 \pm 2,962$ mg EAG/100g. Lyo.). Tandis que l'EA du *C. lanatus* contenait une quantité inférieure de ces composés ($101,846 \pm 10,981$ mg EAG/100g. Lyo.), suivi des EM et des EE du *C. lanatus*, présentant successivement des teneurs de $61,19 \pm 3,063$, et de $33,868 \pm 1,670$ (mg EAG/100g. Lyo.). Enfin, l'EM et l'EE du *C. melo* ont représenté les valeurs les plus basses ($23,807 \pm 0,310$ et $20,531 \pm 0,160$ mg EAG/100g. Lyo. respectivement).

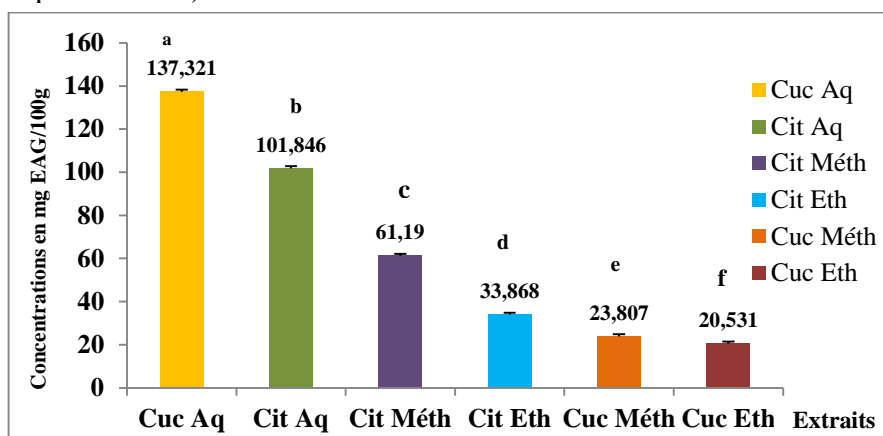


Figure 33: Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en polyphénols totaux (mg EAG/100g de lyophilisat) selon les espèces étudiées et le solvant utilisé. (Cit: *C. lanatus* ; Cuc: *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les résultats du *C. lanatus* obtenus dans l'étude actuelle ($19,834 \pm 0,978$ mg EAG/g) sont moins importants que ceux mentionnés par Rahman et al., 2013, qui ont estimé la teneur en polyphénols totaux contenue dans l'EE à $42,34 \pm 0,21$ (mg EAG/g).

L'EM a montré une quantité de polyphénols beaucoup plus inférieure ($8,234 \pm 0,412$ mg EAG/g) à celle parue dans la publication présentée par Mehra et al., 2015, en l'occurrence $4,222$ (μ g EAG/mg).

Les études menées par Benariba et al., 2013 sur les extraits des graines de *Citrullus colocynthis*, espèce appartenant à la famille des cucurbitacées ont révélé la présence d'une quantité de polyphénols beaucoup plus importante pour tous les solvants ayant été utilisés (eau distillé, méthanol, acétate d'éthyl, n-butanol), notamment l'EA qui contenait $166,39$ mg EAG/g.

Les valeurs des polyphénols totaux quantifiées chez le *C.melo* dans cette étude, sont plus importantes par rapport à celles obtenues par Ayadi et al., 2015 concernant les EM ($3,85 \pm 0,84$ mg EAG/g), et à celles de Merad, 2015 ($293,64$; $89,33$; $69,44$ (μ g EAG/g) pour les extraits éthanoliques, aqueux et méthanoliques respectivement). Par contre, ces résultats sont beaucoup plus inférieurs à ceux constatés dans les travaux de Mehra et al., 2015, qui ont estimés le taux des polyphénols à $2,415$ (μ g EAG/mg) pour les extraits méthanoliques.

En outre, la comparaison entre les deux espèces a mis en évidence la richesse de l'EM des graines de *C. melo* ($17,780 \pm 0,232$ mg EAG/g) par rapport à l'EM du *C. lanatus* ($8,234 \pm 0,412$ mg EAG/g), contrairement aux résultats de Mehra et al., 2015 ($4,222$ contre $2,415$ μ g GAE/ mg).

II.2. Détermination des flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes dans les extraits ont été estimées par la méthode utilisant le trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$).

La spectrophotométrie a permis de quantifier les flavonoïdes dans les extraits de la plante étudiée. La courbe d'étalonnage est tracée en utilisant différentes concentrations de la rutine (Fig. 26) dont l'équation de régression linéaire est : $y=0,0172x$ et le coefficient de corrélation est de $R^2=99,9\%$.

Les résultats sont représentés sur l'histogramme de la figure 34, la teneur en flavonoïdes est exprimée en milligramme équivalent de rutine par gramme d'extrait (mg ER/g d'extrait).

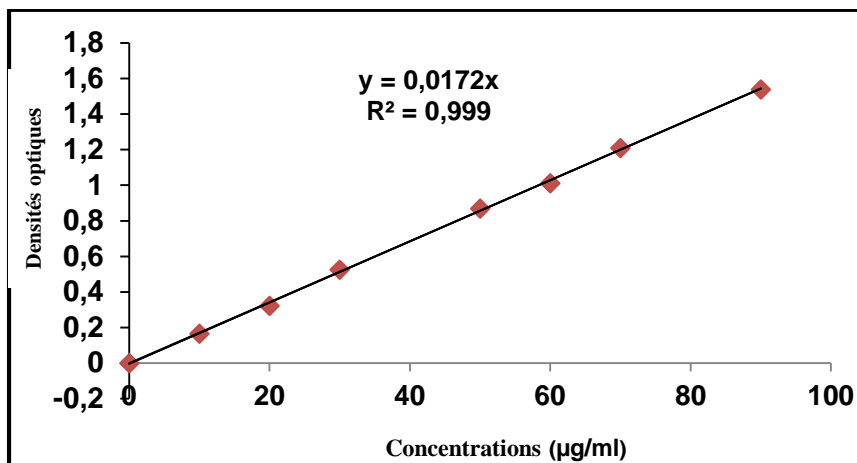


Figure 34 : Courbe d'étalonnage de la rutine.

La teneur en flavonoïdes totaux diffère d'un extrait à un autre (Fig. 35).

Les résultats indiquent que l'EE, comparé aux deux autres extraits, a recélé la teneur la plus élevée en flavonoïdes qui est de $22,391 \pm 0,427$ mg ER/g d'extrait.

L'EM a montré qu'il contenait plus de flavonoïdes ($10,205 \pm 0,061$ mg ER/g. Lyo.) que celui ayant été obtenu avec de l'eau distillée (EA) ($3,555 \pm 0,112$ mg ER/g. Lyo.).

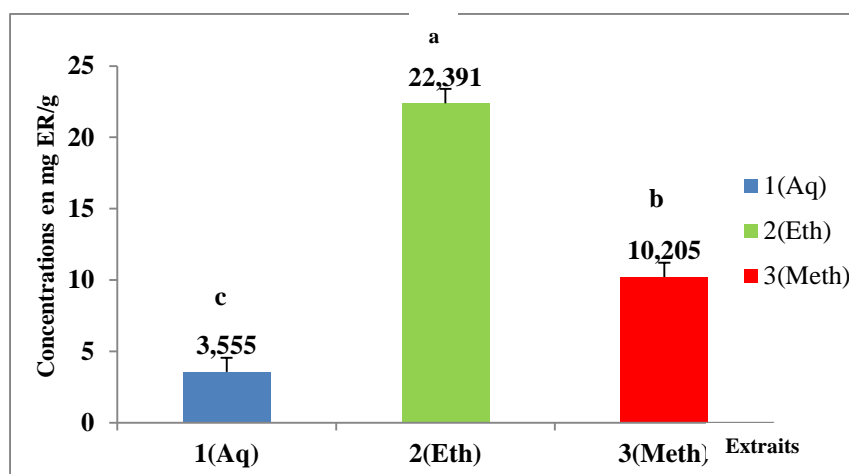


Figure 35 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les extraits du *C.melo* ont montré une variabilité dans les teneurs en flavonoïdes (Fig. 36), qui peuvent être classés comme suit : EM ($2,541 \pm 0,098$ mg ER/g. Lyo.), EA ($1,995 \pm 0,129$ mg ER/g. Lyo.), EE ($1,812 \pm 0,07$ mg ER/g. Lyo.).

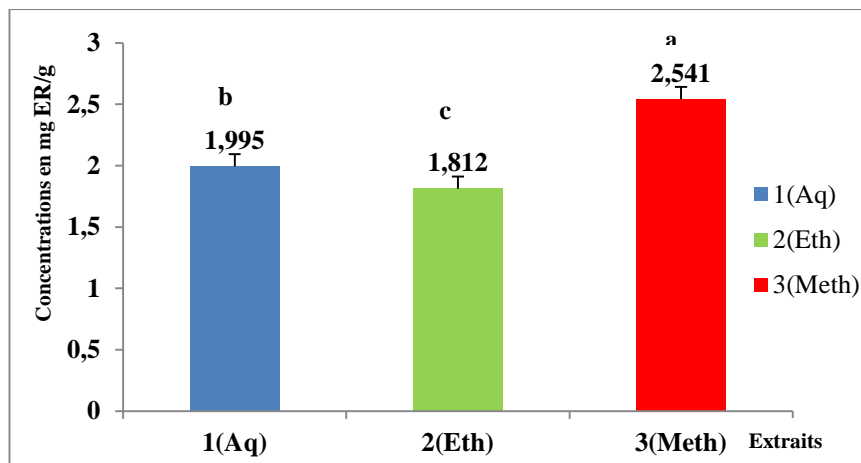


Figure 36: Teneurs des extraits de *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

La quantification des flavonoïdes totaux (Fig. 37) a présenté une différence significative entre les deux espèces ($F_1=11615,22$; $P=0$), avec une prédominance des valeurs chez le *C. lanatus* ($12,050 \pm 9,552$ mg ER/g. Lyo.) par rapport au *C. melo* ($2,116 \pm 0,379$ mg ER/g. Lyo.).

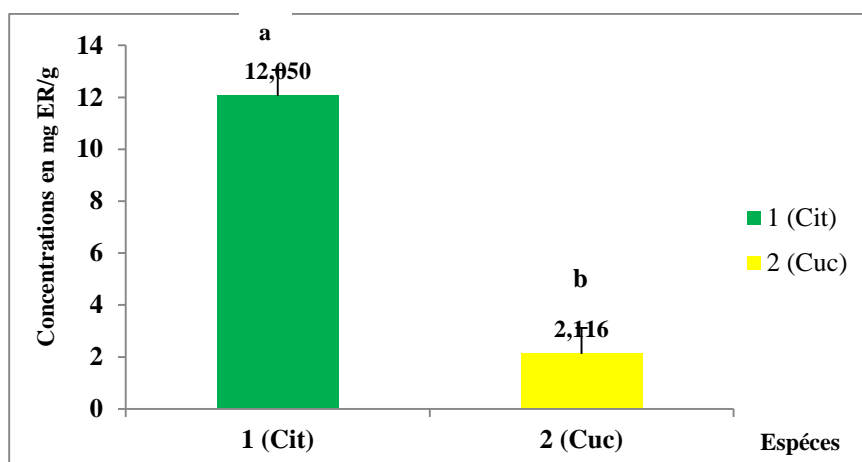


Figure 37 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Elle a présenté également une variabilité (Fig. 38) selon le solvant utilisé ($F_2=3471,688$; $P=0$). En effet, l'EE était le plus riche en flavonoïdes ($12,101 \pm 14,551$ mg ER/g. Lyo.) comparés aux deux autres extraits qui présentait des taux moins élevés ($6,373 \pm 5,419$ et $2,775 \pm 1,103$ mg ER/g. Lyo. pour les EM et EA respectivement).

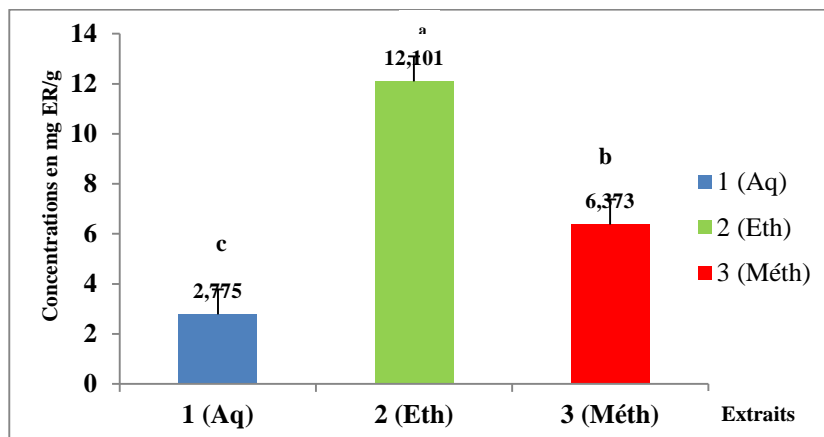


Figure 38 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les résultats ($F_{1,2}=3699,096$; $P=0$) schématisés sur l'histogramme (Fig. 39) indiquent que c'est l'EE du *C. lanatus* qui a présenté la teneur la plus importante avec $22,391 \pm 0,427$ (mg ER/g. Lyo.), suivi de celui méthanolique qui a renfermé moins de flavonoïdes ($10,205 \pm 0,061$ mg ER/g. Lyo.), puis de l'EA ($3,555 \pm 0,112$ mg ER/g. Lyo.). Les extraits du *C. melo*, quant à eux, contenaient moins de flavonoïdes, représentant des taux de $2,541 \pm 0,098$ et de $1,995 \pm 0,129$ (mg ER/g. Lyo.) pour les EM et EA respectivement, et en dernier lieu l'EE ($1,812 \pm 0,07$ mg ER/g. Lyo.).

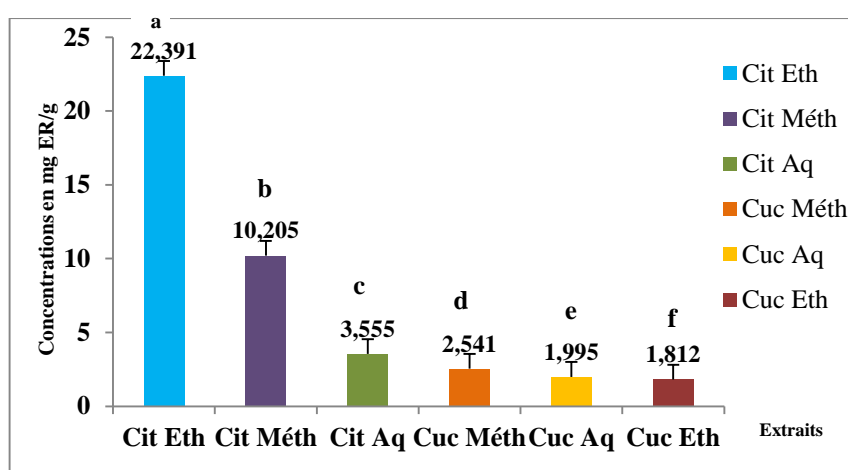


Figure 39 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit: *C. lanatus* ; Cuc: *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Selon l'histogramme qui a été établi par rapport à 100g de matière sèche (Fig. 40) du *C. lanatus*, l'EM détenait la plus grande teneur en flavonoïdes ($75,833 \pm 0,453$ mg ER/100g. Lyo.), suivi de l'EA qui a renfermé moins de flavonoïdes ($49,129 \pm 1,550$ mg ER/100g. Lyo.), et en dernier lieu l'EE qui contenait le plus faible taux de ces composés ($38,235 \pm 0,729$ mg ER/100g. Lyo.).

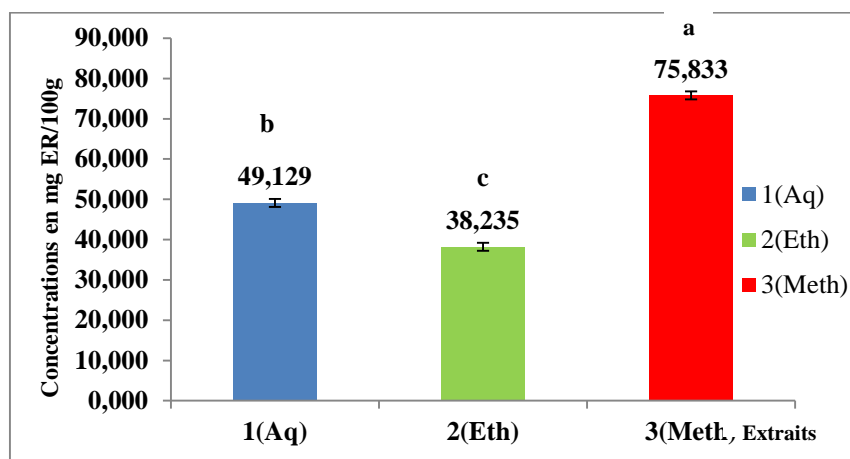


Figure 40 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Contrairement à l'analyse précédente, c'est l'EA qui a été le plus riche en flavonoïdes ($12,971 \pm 0,840$ mg ER/100g) (Fig. 41) chez le *C.melo*, suivi de l'EM ($3,402 \pm 0,131$ mg ER/100g), et enfin l'EE ($2,858 \pm 0,110$ mg ER/100g).

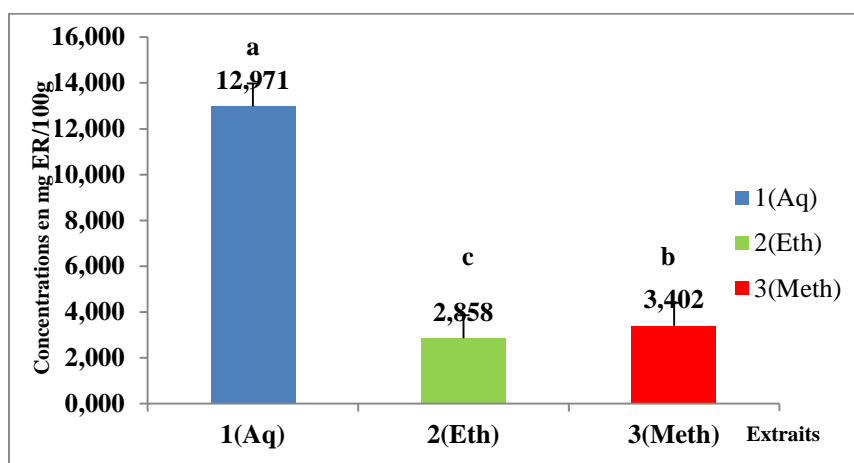


Figure 41: Teneurs des extraits du *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse statistique ($F_1 = 16055,92$; $P=0$), a démontré la supériorité des concentrations des flavonoïdes chez le *C. lanatus* ($54,399 \pm 19,346$ mg ER/100g) par rapport au *C. melo* ($6,41 \pm 5,688$ mg ER/100g) (Fig. 42).

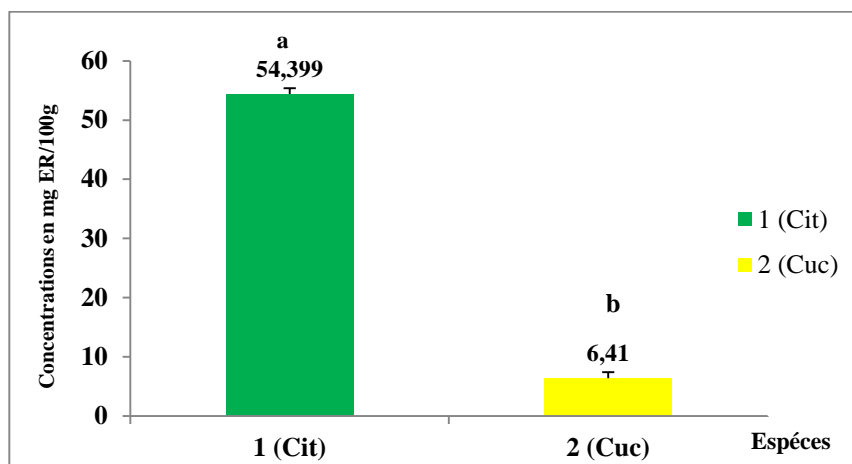


Figure 42 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

D'autre part, le solvant a été également un facteur influençant l'extraction ($F_2 = 848,171$; $P=0$), du fait de la variabilité des teneurs obtenues qui ont présenté des valeurs de $39,617 \pm 51,216$; $31,05 \pm 25,567$; $20,546 \pm 25,015$ (mg ER/100g) pour les EM, EA et EE respectivement (Fig. 43).

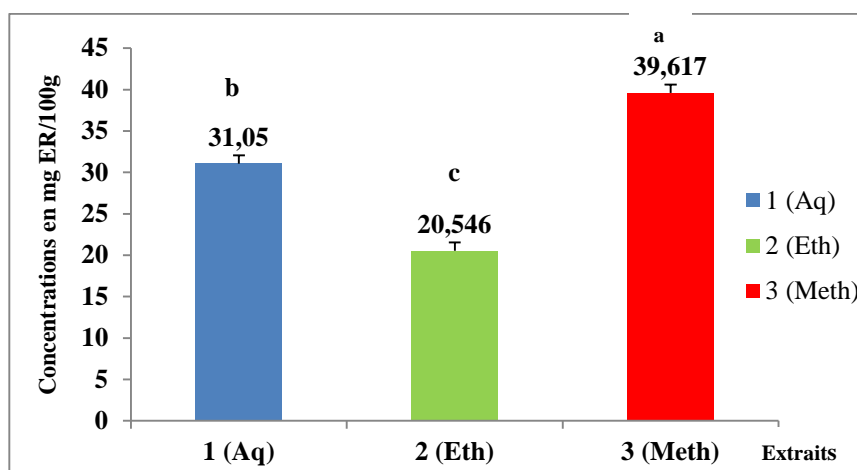


Figure 43 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Comme précédemment, l'analyse bidimensionnelle ($F_{1,2}=1041,704 ; P=0$) a décelé une différence significative dans les résultats (Fig. 44), et les extraits du *C. lanatus* se sont avérés plus riches en flavonoïdes. En effet, pour 100g de matière végétale, c'est l'EM qui a enregistré la teneur la plus élevée ($75,833 \pm 0,453$ mg ER/100g), suivi de l'EA qui renfermait moins de flavonoïdes ($49,129 \pm 1,550$ mg ER/100g), puis l'EE qui contenait le plus faible taux de ces composés ($38,235 \pm 0,729$ mg ER/100g) chez le *C. lanatus*. Le *C. melo* pour sa part, détenait des quantités moins importantes, qui ont été classé comme suit : $12,971 \pm 0,840$; $3,402 \pm 0,131$ et $2,858 \pm 0,11$ (mg ER/100g) pour les EA, EM, EE respectivement.

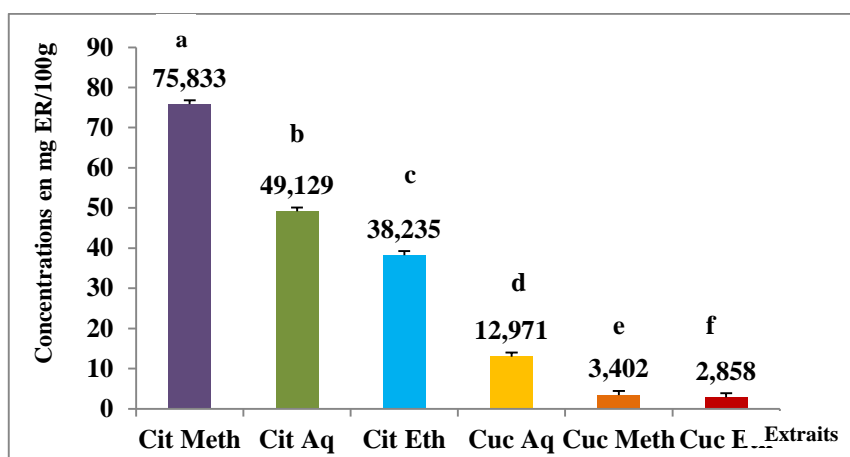


Figure 44: Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonoïdes (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

La teneur en flavonoïdes estimée dans la présente étude chez le *C. lanatus* s'avère beaucoup moins importante comparée à celle obtenue par Rahman et *al.*, 2013, qui est de $113,53 \pm 0,21$ (mg E de Quercétine/g) chez l'EE, ainsi que celle trouvée par Mehra et *al.*, 2015, chez l'EM, c'est-à-dire $3,066$ ($\mu\text{g ECT/mg}$).

Les valeurs du dosage rapportées dans l'étude de Benariba et *al.*, 2013, concernant les extraits des graines de l'espèce *C. colocynthis* sont toutes supérieures à celles de la présente étude - quel que soit le solvant employé- y compris le décocté (EA) $91,02$ mg ECT/g.

En outre, les travaux réalisés par Mehra et *al.*, 2015, chez les EM du *C. melo*, ont estimé la teneur en flavonoïdes à $401,288$ ($\mu\text{g ECT/mg}$), qui est largement supérieure à celle trouvée dans cette étude. Dans cette même publication, la comparaison entre les deux espèces étudiées a révélé la richesse du *C. melo* ($401,288$ $\mu\text{g ECT/mg}$) par rapport au *C. lanatus* en flavonoïdes ($3,066$ $\mu\text{g ECT/mg}$), ce qui l'oppose aux résultats de l'étude actuelle ($10,205$ mg ER/g. Lyo. pour le *C. lanatus* vs $2,541$ mg ER/g. Lyo. pour le *C. melo*).

II.3. Détermination des flavonols

La détermination de la teneur des flavonols a été effectuée selon la méthode décrite par Abdel-Hameed, 2009, en utilisant comme référence la rutine.

Les résultats obtenus ont été exprimés en milligrammes équivalent de rutine par gramme d'extrait "lyophilisat" (mg ER/g), à partir de la courbe d'étalonnage (Fig. 45) dont l'équation de régression linéaire est: $y=0,003x-0,0109$, et le coefficient de corrélation est de $R^2=99,6\%$.

Les teneurs en composés flavoniques exprimés en milligrammes équivalent de rutine par 100 gramme de matière sèche (mg ER/100g), ont été aussi calculées, à partir du rendement d'extraction.

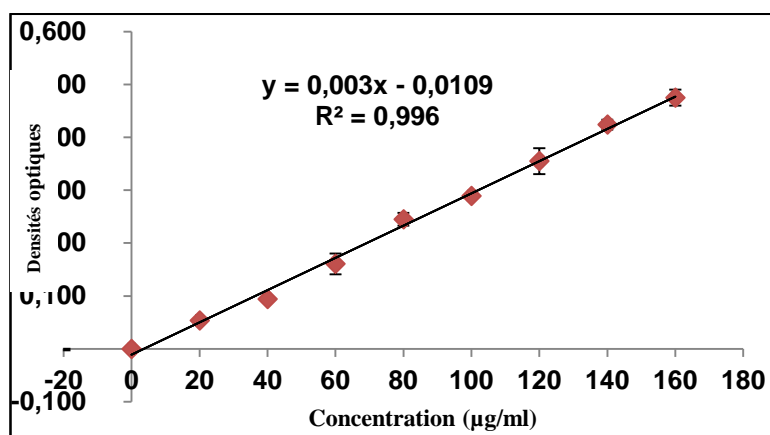


Figure 45 : Courbe d'étalonnage de la rutine.

La teneur en flavonols totaux variait d'un extrait à un autre. Les résultats (Fig. 46) montrent que l'EE du *C. lanatus* s'est avéré être le plus riche en composés flavoniques, comparé aux deux autres extraits, car il a présenté une teneur de $202,895 \pm 5,809$ mg ER/g d'extrait. Alors que l'EM a comporté moins de flavonols avec une quantité de $111,594 \pm 0,760$ mg ER/g, et que l'EA contenait la teneur la plus faible de ces composés avec $110,419 \pm 4,436$ mg ER/g d'extrait.

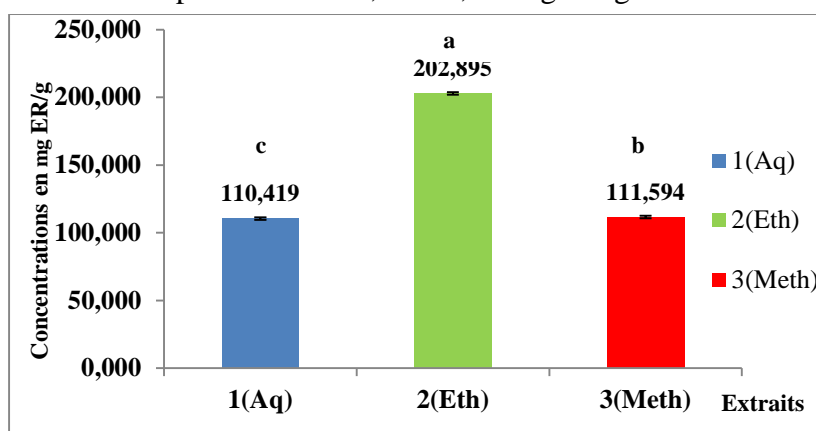


Figure 46 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

La quantification des taux des flavonols (Fig. 47) chez le *C.melo* a indiqué que la teneur de ces composés a été plus élevée chez l'EA (216,623±2,066mg ER/g. Lyo.), suivi de l'EE (140,755±0,286mg ER/g. Lyo.), et enfin, l'EM a été le plus pauvre en flavonols (75,635±4,872mg ER/g. Lyo.).

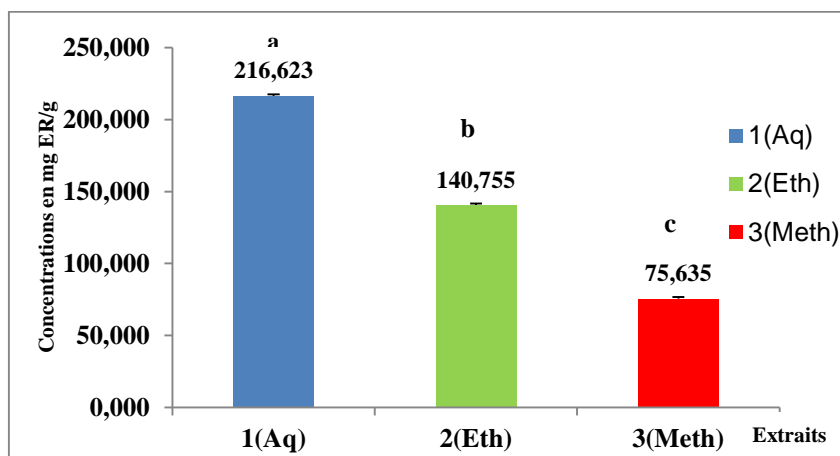


Figure 47: Teneurs des extraits de *C.melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E.Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les extraits du *C. lanatus* et du *C. melo* ont présenté des teneurs proches ($F_1=2,4$; $P=0,1443$) avec une légère supériorité pour le *C. melo* (144,338±70,562mg ER/g. Lyo. vs 141,636±53,055mg ER/g. Lyo.) (Fig. 48).

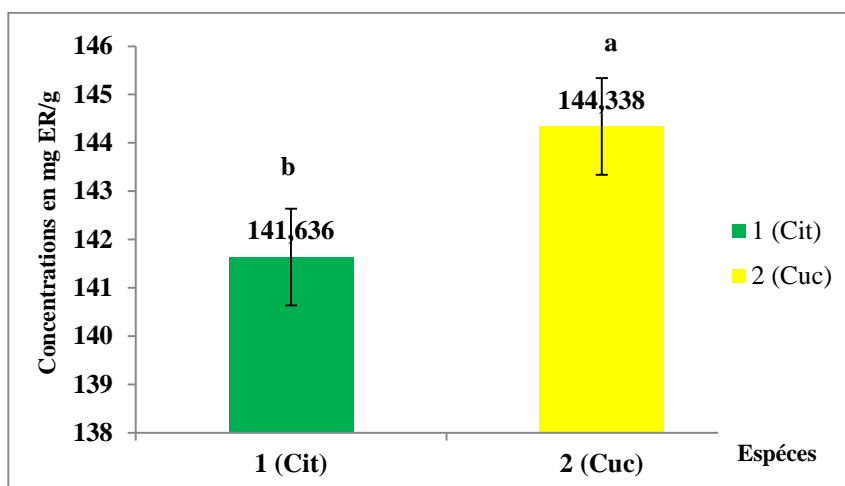


Figure 48 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Alors que les résultats ont été significativement différents pour le facteur solvant ($F_2=809,324$; $P=0$), présentant des valeurs de $171,825\pm 43,940$; $163,521\pm 75,097$ et $93,615\pm 25,427$ mg ER/g. Lyo. pour les EE ; EA et EM respectivement (Fig. 49).

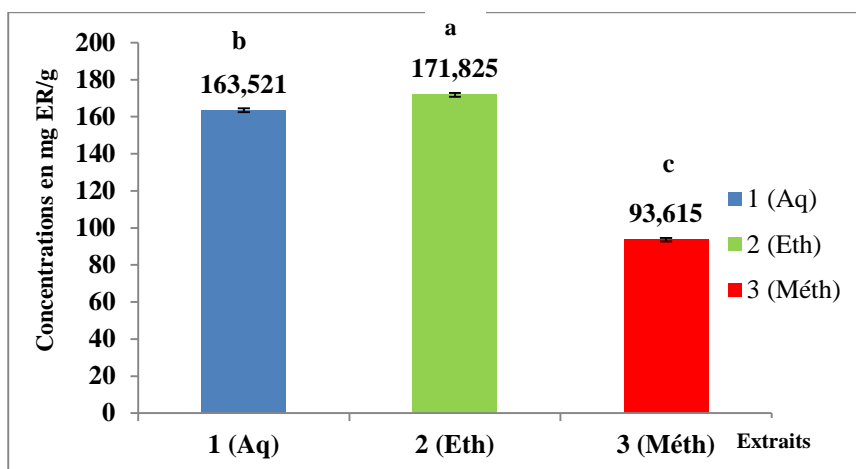


Figure 49 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; E. Meth : Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P\leq 0,05$).

La représentation graphique des résultats (Fig. 50) du dosage des flavonols ($F_{1,2}=899,684$; $P=0$) a mis en évidence l'abondance de ces composés chez l'EA du *C. melo* ($216,623\pm 2,066$ mg ER/g. Lyo.), puis de l'EE du *C. lanatus* ($202,895\pm 5,809$ mg ER/g. Lyo.), ensuite l'EE du *C. melo* ($140,755\pm 0,286$). L'EM et EA du *C. lanatus* ont présenté des valeurs intermédiaires avec $111,594\pm 0,760$ et $110,419\pm 4,436$ (mg ER/g. Lyo.). Enfin, l'EM du *C. melo* a enregistré le plus faible taux ($75,635\pm 4,872$ mg ER/g. Lyo.).

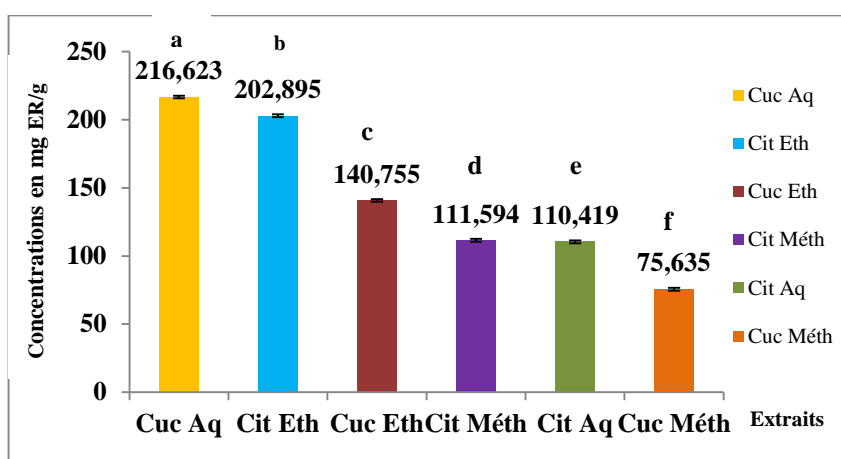


Figure 50 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P\leq 0,05$).

Le taux des flavonols était plus élevé chez l'EA ($1525,771 \pm 61,290$ mg ER/100g. Lyo.), par rapport à 100g de matière végétale (Fig. 51), suivi de l'EM ($829,258 \pm 5,648$ mg ER/100g. Lyo.), et enfin, l'EE qui a semblé avoir le plus faible taux ($346,463 \pm 9,919$ mg ER/100g. Lyo.).

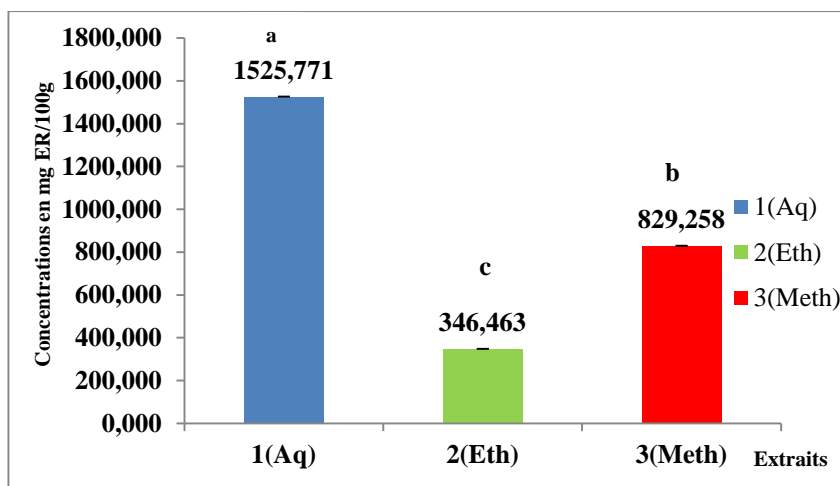


Figure 51 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Les taux des flavonols (Fig. 52) chez le *C. melo* ont été classés comme suit : $1408,265 \pm 13,432$; $221,970 \pm 0,452$; $101,276 \pm 6,524$ (mg ER/100g. Lyo.) pour les EA, EE et EM respectivement.

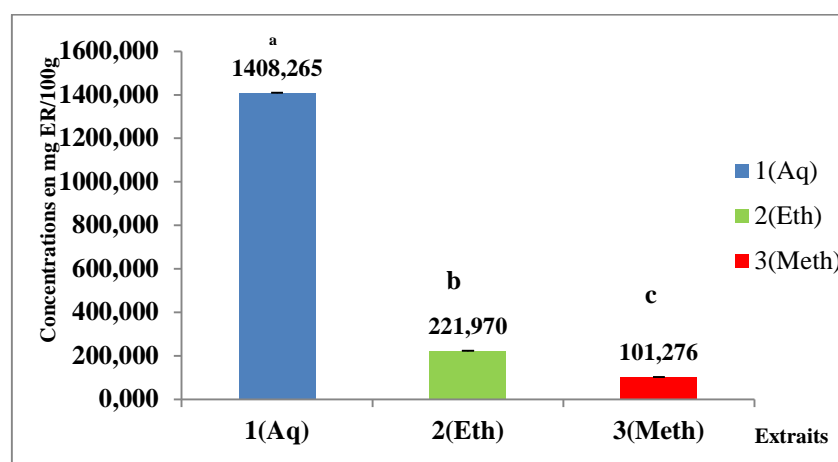


Figure 52 : Teneurs des extraits de *C. melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat). (Aq: E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse des données mono factorielle a révélé une différence significative entre les deux espèces ($F_1=686,764$; $P=0$), qui s'est manifestée par l'abondance des composés flavonoliques chez le *C. lanatus* ($900,497 \pm 592,872$ mg ER/100g. Lyo.) par rapport au *C. melo* ($577,17 \pm 722,275$ mg ER/100g. Lyo.) (Fig. 53).

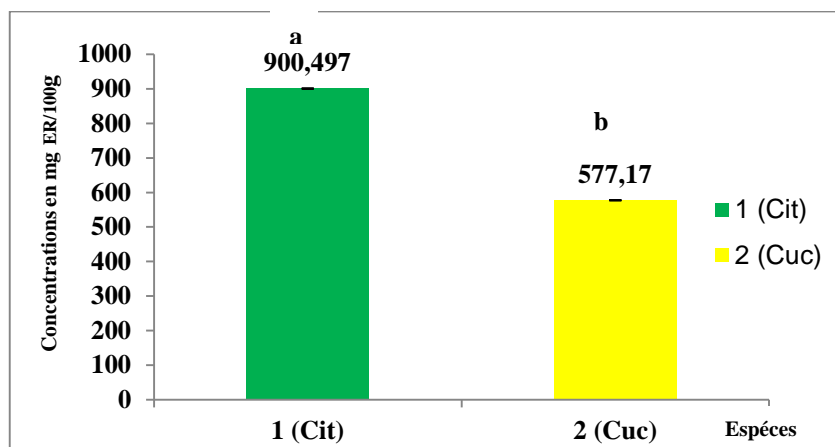


Figure 53 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Aq: E. aqueux ; Eth: E. éthanolique ; Meth: E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

De même, pour les solvants utilisés ($F_2=3555,189$; $P=0$), les valeurs diffèrent significativement (Fig. 54). C'est alors que l'EA a montré un taux de $1467,018 \pm 83,089$ (mg ER/100g. Lyo.), suivi de l'EM ($465,267 \pm 514,761$ mg ER/100g. Lyo.), et de l'EE ($284,217 \pm 88,030$ mg ER/100g. Lyo.).

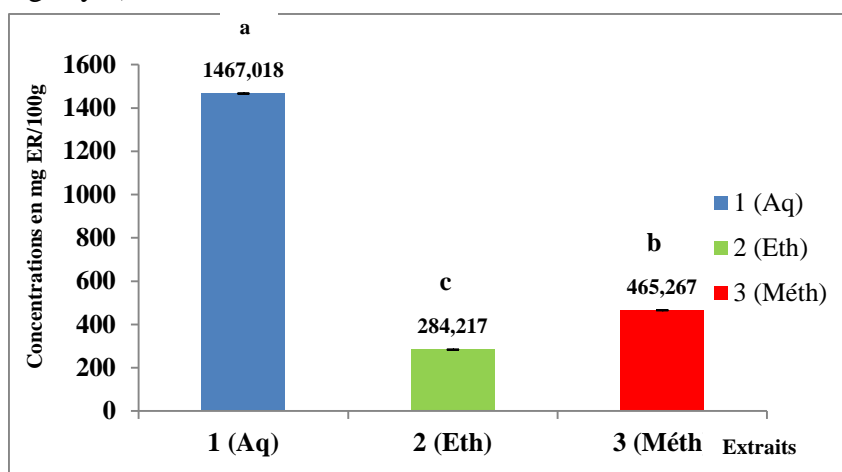


Figure 54 : Teneurs des extraits du *C.lanatus* et *C.melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq: E. aqueux ; Eth: E. éthanolique ; Meth: E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Comme précédemment, l'analyse interactive ($F_{1,2}=268,651$; $P=0$) a montré des différences significatives dans les teneurs en flavonols (Fig. 55). Une abondance de ces composés a été remarquée chez l'EA du *C. lanatus* ($1525,771 \pm 61,290$ mg ER/100g. Lyo), suivi de l'EA du *C. melo* $1408,265 \pm 13,432$ mg ER/100g. Lyo). Des quantités intermédiaires estimées à $829,258 \pm 5,648$; $346,463 \pm 9,919$ et $221,97 \pm 0,452$ (mg ER/100g. Lyo), ont été notées pour les EM et EE du *C. lanatus* et l'EE du *C. melo*. L'EM du *C. melo* contenait le moins de flavonols ($101,276 \pm 6,524$ mg ER/100g. Lyo).

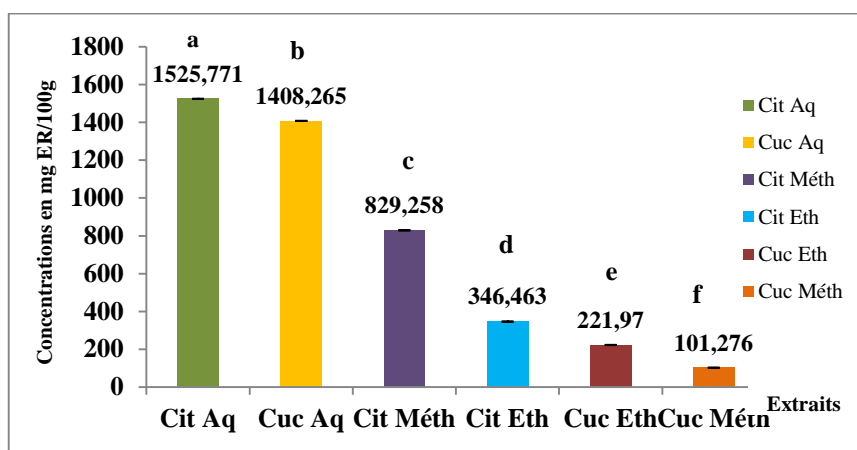


Figure 55 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en flavonols (mg ER/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. éthanolique ; E. Meth : Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Comparativement aux travaux abordés par Etim et *al.*, 2013 ($39,56 \pm 6,47$ mg ER/g) chez les graines de *C. lanatus*, les valeurs dans cette étude sont beaucoup plus importantes. De même, les résultats obtenus aussi bien pour le *C. lanatus* que pour le *C. melo* ont présenté des taux nettement plus supérieurs, à ceux trouvés par Boudjourouf, 2011, sur *Artemisia campestris* ($31,13 - 36,86 - 12,70$ mg EQ/g, pour les extraits de chloroforme, acétate d'éthyle, éthanol respectivement).

Aucune étude comparative n'a été trouvée entre les deux espèces étudiées pour le dosage des flavonols.

II.4. Détermination des tanins condensés

Le dosage des tanins condensés a été réalisé selon la méthode de vanilline (Broadhurst et Jones, 1978), modifiée par Heimler et *al.* (2006), en utilisant la catéchine comme standard, l'absorbance a été lue à une longueur d'onde de 550 nm. La teneur en tanins condensés a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage ayant pour équation: $Y=0,0006x$ et pour coefficient de corrélation : $R^2=99,23\%$ (Fig. 56).

Les résultats obtenus ont été exprimés en milligrammes équivalent de Catéchine par gramme d'extrait "lyophilisat" (mg ECT/g).

La quantification des tanins condensés qui a été exprimée en milligrammes équivalent de Catéchine par 100 grammes de matière sèche (mg ECT/100g), a été calculée à partir du rendement d'extraction.

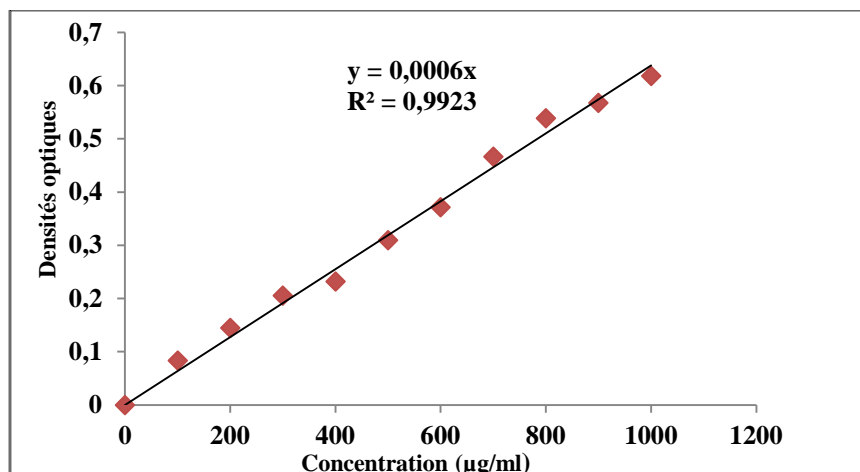


Figure 56 : Courbe d'étalonnage de la catéchine.

L'histogramme (Fig. 57) illustre la variabilité des teneurs en tanins condensés dans les différents extraits du *C. lanatus*.

L'EE s'est avéré être le plus riche en tanins avec $208,116 \pm 20,694$ mg ECT/g, suivi de l'EA qui représente une valeur moins importante ($70,5 \pm 14,736$ mg ECT/g), enfin l'EM contenait la plus faible teneur ($43,759 \pm 9,792$ mg ECT/g).

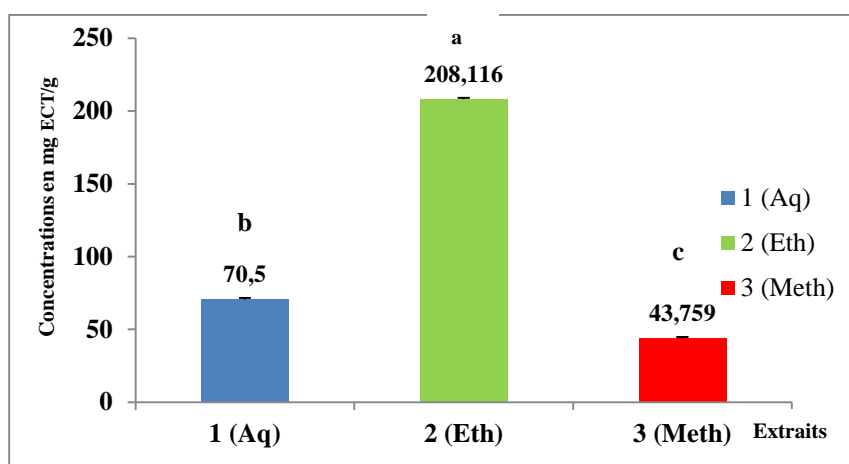


Figure 57 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Le dosage des tanins chez le *C. melo* (Fig. 58) a révélé la présence d'une grande quantité de ces composés chez L'EE (100,683±5,426mg ECT/g), suivi de l'EA (65,955±11,086mg ECT/g), et enfin l'EM contenait la plus faible teneur (31,366±3,223mg ECT/g).

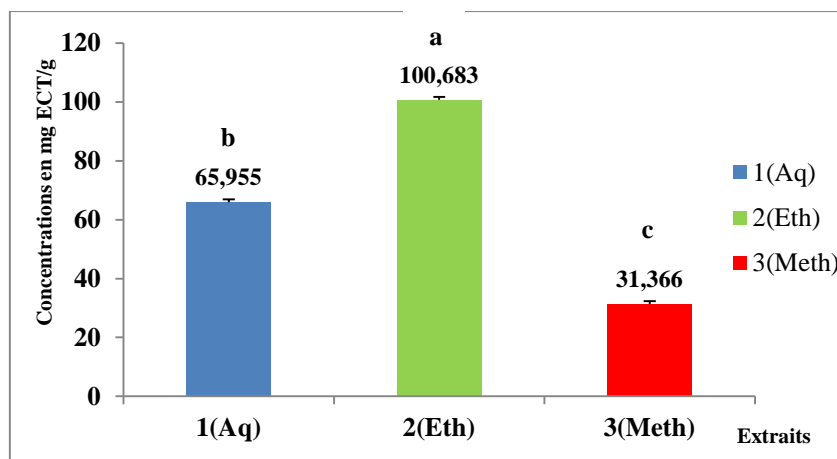


Figure 58: Teneurs des extraits du *C.melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'étude statistique mono factorielle ($F_1=51,333$; $P=0,00002$) a mis en évidence la prédominance des tanins condensés chez le *C. lanatus* (107,459± 88,191 mg ECT/g) par rapport au *C. melo* (66,001±34,658 mg ECT/g) (Fig. 59).

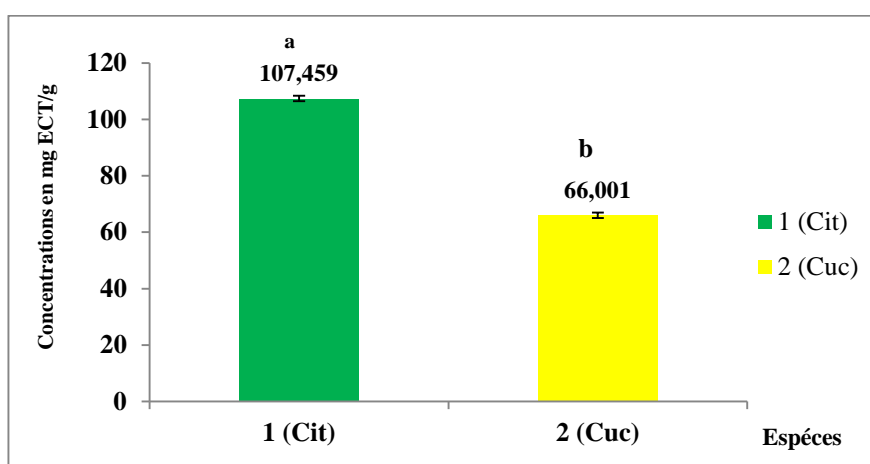


Figure 59 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit: *Citrullus lanatus* ; Cuc : *Cucumis melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

D'autre part, les extraits ont présenté des teneurs différentes ($F_2=146,128$; $P=0$), classées dans l'ordre suivant : $154,4 \pm 75,967$; $68,228 \pm 3,214$; $37,563 \pm 8,763$ (mg ECT/g. Lyo.), pour les EE, EA et EM respectivement (Fig. 60).

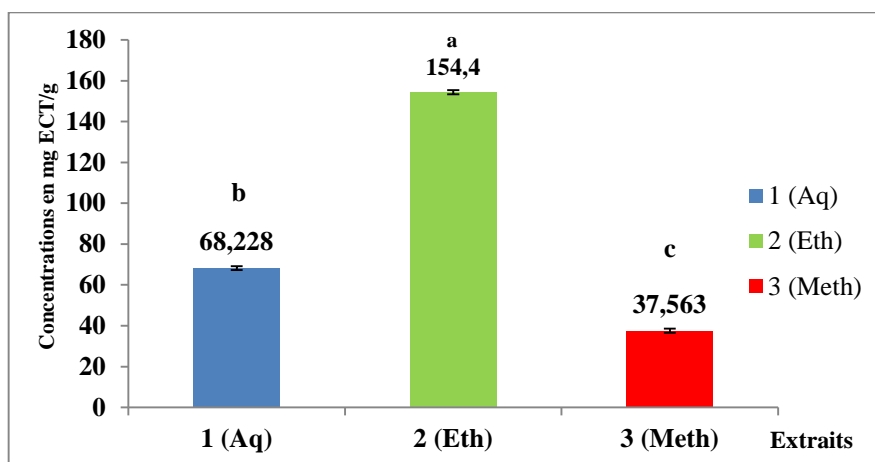


Figure 60 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse interactive a décelé une différence significative dans les teneurs en tanins condensés ($F_{1,2}=32,655$; $P=0,00002$). La valeur maximale (Fig. 61) a été obtenue par l'EE du *C. lanatus* ($208,116 \pm 20,694$ mg ECT/g. Lyo.), suivi de l'EE du *C. melo* d'une teneur de l'ordre de $100,683 \pm 5,426$ (mg ECT/g. Lyo.). Les EA du *C. lanatus* et du *C. melo* ainsi que l'EM du *C. lanatus*, ont enregistré des taux moins importants ($70,5 \pm 14,736$; $65,955 \pm 11,086$; $43,759 \pm 9,792$ mg ECT/g. Lyo.). Enfin, l'EM du *C. melo* a obtenu la plus basse valeur ($31,366 \pm 3,223$ mg ECT/g. Lyo.).

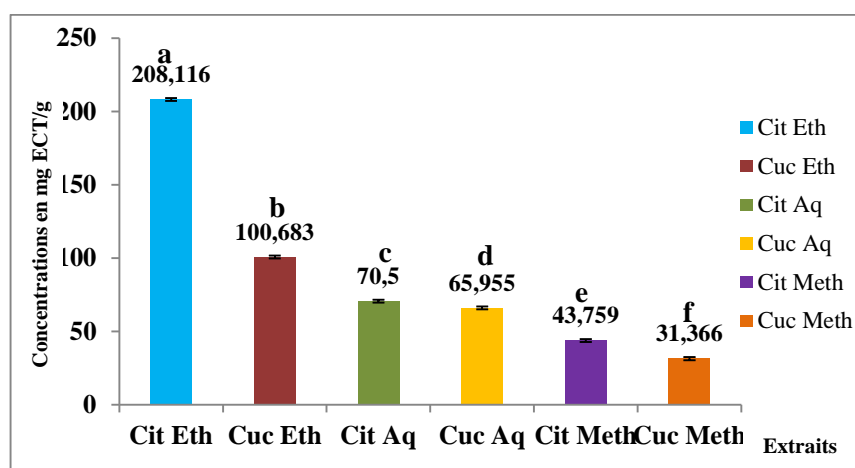


Figure 61 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Pour 100g de matière sèche du *C. lanatus* (Fig. 62), c'est l'EA qui a renfermé la plus grande teneur ($974,173 \pm 203,620$ mg ECT/100g. Lyo.), suivi de l'EE ($355,379 \pm 35,337$ mg ECT/100g. Lyo.), et en dernier lieu l'EM ($325,177 \pm 72,767$ mg ECT/100g. Lyo.).

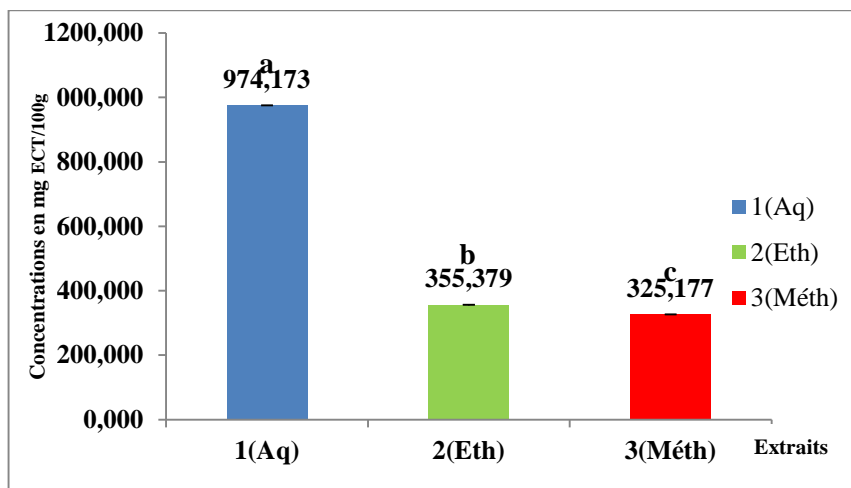


Figure 62 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

Comme cité auparavant (Fig. 63), c'est l'EA qui contient la plus forte teneur ($428,774 \pm 72,072$ mg ECT/100g. Lyo.) chez le *C. melo*, suivi de l'EE ($158,776 \pm 8,557$ mg ECT/100g. Lyo.), et enfin l'EM ($41,999 \pm 4,315$ mg ECT/100g. Lyo.).

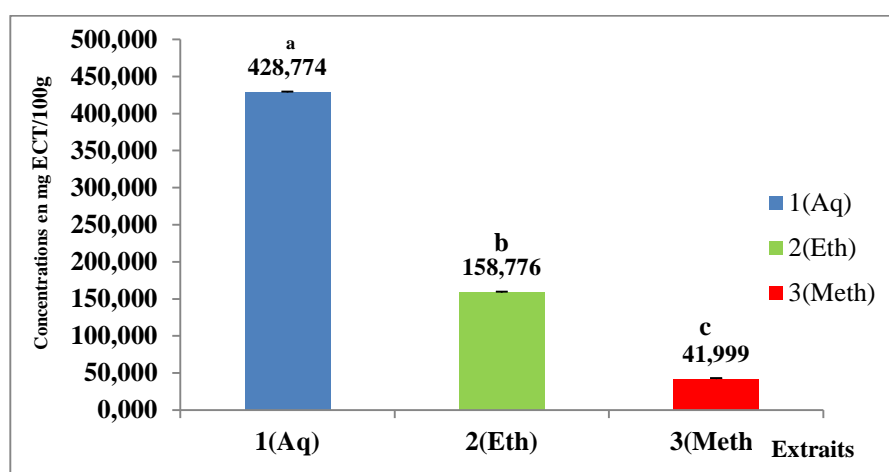


Figure 63: Teneurs des extraits du *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat). (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différent (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse des données ($F_1=59,165$; $P=0,00001$) a révélé la richesse du *C. lanatus* ($551,577 \pm 366,291$ mg ECT/100g. Lyo.) par rapport au *C. melo* ($209,85 \pm 198,381$ mg ECT/100g. Lyo.) (Fig. 64).

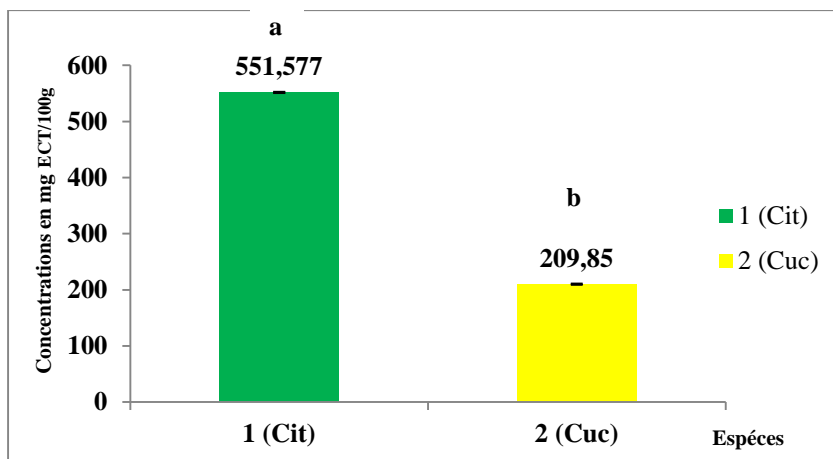


Figure 64 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée. (Cit : *C. lanatus* ; Cuc : *C. melo*). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

De même, pour les solvants utilisés ($F_2=53,04$; $P=0$), une différence dans la distribution des teneurs a été notée avec des taux de $701,474 \pm 385,655$; $257,078 \pm 139,019$; $183,588 \pm 200,237$ (mg ECT/100g. Lyo.) pour les EA, EE et EM respectivement (Fig. 65).

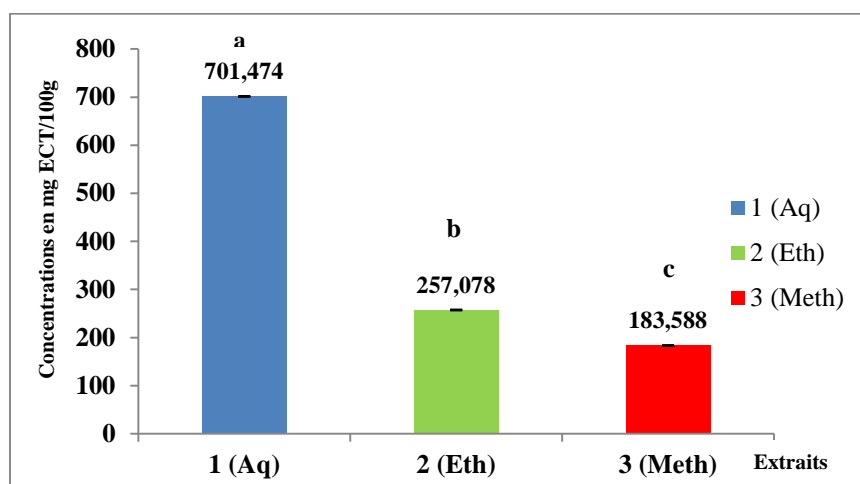


Figure 65 : Teneurs des extraits du *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon le solvant utilisé. (Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P \leq 0,05$).

L'analyse bidimensionnelle ($F_{1,2}=5,571$; $P=0,019$) indique la présence d'une différence significative dans les teneurs en tanins (Fig. 66), qui variait entre un maximum de $974,173\pm 203,620$ (mg ECT/100g) observé chez l'EA du *C. lanatus*, et un minimum de $41,999\pm 4,315$ (mg ECT/100g) chez le *C. melo*. Des valeurs intermédiaires ont été notées à savoir $428,774\pm 72,072$; $355,379\pm 35,337$; $325,177\pm 72,767$; $158,776\pm 8,557$ (mg ECT/100g) pour les EA du *C. melo*, EE et EM du *C. lanatus*, EE du *C. melo*.

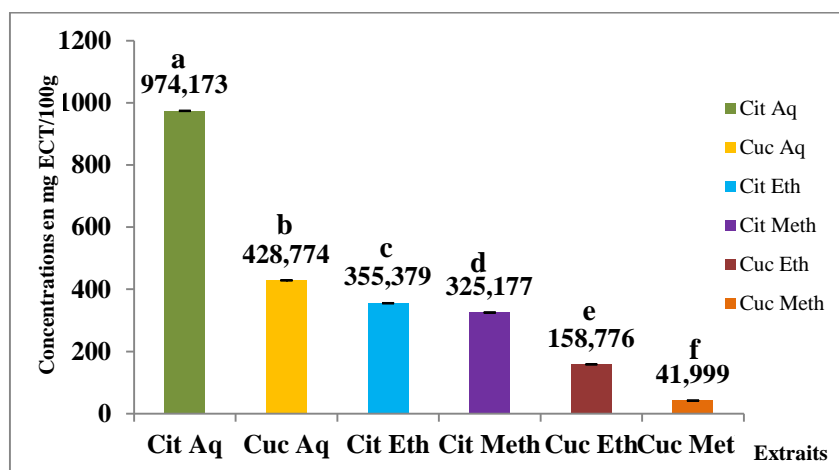


Figure 66 : Teneurs des extraits de *C. lanatus* et *C. melo* en tanins condensés (mg ECT/100g de lyophilisat) selon l'espèce étudiée et le solvant utilisé. (Cit: *C. lanatus* ; Cuc: *C. melo* ; Aq : E. aqueux ; Eth : E. Ethanolique ; Meth : E. Méthanolique). Les moyennes présentées par des lettres différentes sont significativement différentes (Newman-Keuls, $P\leq 0,05$).

Les travaux réalisés par Aruna *et al.*, 2014 sur les extraits méthanoliques des feuilles de *C. lanatus*, ont révélé la présence d'une quantité plus importante: $276,51\pm 1,75$ (mg EAT/g) des feuilles (AT: Acide Tannique) que celle trouvée dans cette étude.

En outre, l'analyse portée par Pélagie *et al.*, 2015 sur les graines de *Cucumeropsis edulis*, a mis en évidence la richesse des extraits des graines de *C. lanatus* et du *C. melo* en tanins condensés par rapport aux EA $4,74\pm 0,13$ (mg ECT/g) et EE $29,11\pm 0,26$ (mg ECT/g) de cette espèce.

D'une manière générale, il ressort des différences dans les résultats obtenus de la quantification des polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et des tanins condensés, lors de cette expérimentation (intra espèce et inter espèce) et celles trouvées dans les différentes publications, qui sont dues à plusieurs facteurs notamment la nature chimique des composés, le solvant utilisé, et le procédé d'extraction employé (Naczka et Shahidi, 2006).

La quantité des composés phénoliques des extraits des plantes étudiées dépend également de : leur origine (Ebrahimzadeh *et al.*, 2008), la variété, la saison de culture, la saison de récolte, les

conditions climatiques et environnementales (la lumière, la précipitation, la topographie et le type de sol), la localisation géographique, les différentes maladies qui peuvent affecter la plante, la maturité de la plante (Park et Cha, 2003) et la durée de conservation (Özgüven et Tansi, 1998).

L'utilisation d'un standard différent et donc d'une courbe d'étalonnage différente sont également des facteurs qui doivent être pris en considération.

Ces composés solubles sont généralement extraits en utilisant des solvants polaires tels que l'eau, le méthanol, l'éthanol ou l'acétone. L'éthanol solubilise correctement des composés phénoliques moyennement polaires et peut entraîner aussi des substances lipophiles résiduelles.

L'addition de l'eau au système d'extraction fait améliorer le rendement en composés phénoliques glycosylés et des phénols avec un degré de polymérisation plus élevé. D'autre part, l'augmentation de l'eau dans le système de solvant d'extraction fait extraire en quantité importante les composés non phénoliques comme les glucides et les protéines, susceptibles de polymériser avec les composés phénoliques ce qui conduit à la formation des complexes colloïdaux qui ne sont pas détectés par le test utilisé (Poncet Legrand, 2003).

Tableau 08: Résultats du dosage des composés polyphénoliques dans les extraits du *C.lanatus* et *C.melo*.

Espèces	Extraits	Composés polyphénoliques			
		(mgE/g. Lyo) Polyphénols totaux ^a	(mgE/100g. Lyo) Flavonoïdes ^b	(mgE/100g. Lyo) Flavonols ^b	Tanins condensés ^c
<i>Citrullus lanatus</i>	EA	7,37±0,795	3,555±0,112	110,419±4,436	70,5±14,736
	EE	19,834±0,978	22,391±0,427	202,895±5,809	208,116±20,694
	EM	8,234±0,412	10,205±0,061	111,594±0,760	43,759±9,792
<i>Cucumis melo</i>	EA	21,123±0,456	1,995±129,146	216,623±2,066	65,955±11,086
	EE	13,019±0,102	1,812±69,686	140,755±0,286	100,683±5,426
	EM	17,78±0,232	2,541±97,693	75,635±4,872	31,366±3,222

(a) : mg d'équivalent acide gallique.

(b): mg d'équivalent rutine.

(c): mg d'équivalent catéchine.

II.5. Détermination de l'activité antioxydante

II.5.1. Méthode du DPPH

Le test du DPPH est un des tests les plus utilisés pour déterminer l'activité antiradicalaire des extraits de plantes (Laguerre *et al.*, 2007). Cette méthode est basée sur la réduction d'une solution alcoolique de DPPH en présence d'un antioxydant qui donne un hydrogène ou un électron, la forme non radicalaire (DPPH-H) est formée (Bortolomeazzi *et al.*, 2007). Cela se traduit par le virement de couleur du violet au jaune.

Une courbe d'étalonnage (Fig. 67) a été établie en tenant compte les différentes solutions d'acide ascorbique (vit C) préparées, d'une concentration allant de 0 à 1mg/ml. Les taux d'inhibition ont été calculés pour chacune des concentrations, en se basant sur les densités optiques obtenues à partir des préparations méthanoliques à des concentrations différentes.

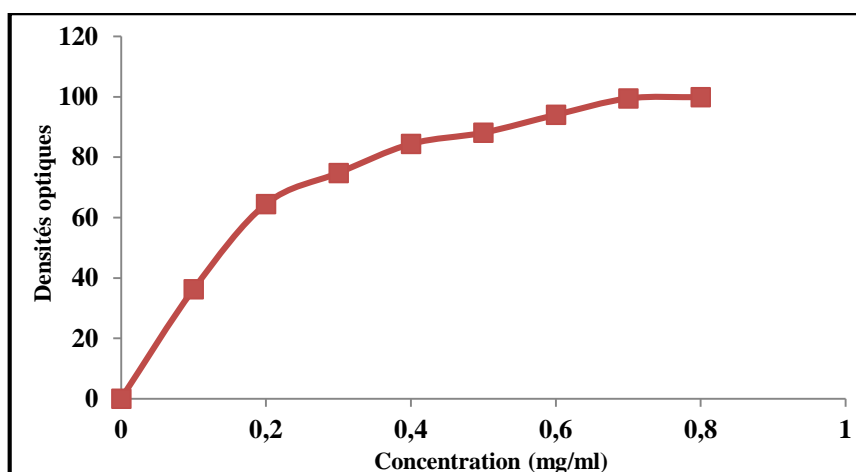


Figure 67 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.

Les courbes de régressions (Fig. 68, 69, 70, 71, 72, 73) ont montré que le pourcentage d'inhibition du radical DPPH a augmenté avec l'augmentation de la concentration des extraits des deux plantes étudiées. Les résultats relatifs à ce test ont été consignés dans le tableau 09.

Parmi les trois fractions du *C. lanatus*, l'EE a représenté la meilleure activité inhibitrice du radical DPPH. C'est ainsi que le maxima d'inhibition a atteint la valeur de $25,873 \pm 0,796\%$, pour la dose de 20mg/ml. Par contre, les taux d'inhibition maxima ont diminué pour l'EM et l'EA, qui ont

enregistré des valeurs de $22,424 \pm 0,23$ et $12,907 \pm 3,437\%$ respectivement pour la même dose (20 mg/ml).

Le calcul des coefficients de Pearson (0,991 chez l'EE, 0,989 chez l'EM et 0,996 EA) a mis en évidence la présence d'une forte corrélation linéaire entre les concentrations des polyphénols dans les extraits et l'inhibition du radical DPPH. Ces valeurs ont indiqué que l'activité antioxydante des extraits est justifiée par la présence de composés phénoliques avec un pourcentage de 99,14% pour l'EE, 98,90 % pour l'EM, et de 99,65 % pour l'EA. Il faut préciser que les meilleures activités antioxydantes présentées par l'EE et l'EM sont dues à la présence des composés phénoliques totaux, des flavonols, des flavonoïdes totaux et des tanins. Ainsi, la variation observée en potentiels antioxydants peut être attribuée directement à la polarité du solvant utilisé, la nature et la solubilité de ces composés dans un solvant, la méthode d'extraction utilisée.

Contrairement aux extraits étudiés, l'acide ascorbique s'est montré plus actif vis-à-vis du radical DPPH. Le taux d'inhibition maximum est de $99,849 \pm 0,087\%$, a été atteint lorsque l'acide ascorbique a été additionné à raison de 0,8mg/ml.

Selon Sathya et Shoba, 2014, l'activité antioxydante des extraits méthanoliques des graines de *C. lanatus*, variait entre 2,1% et 95,91% pour des concentrations allant de 1,95 à 500 µg/ml, et de 28 à 80% pour les extraits éthanoliques (50- 500 µg/ml) dans l'étude menée par Rahman et al., 2013. Ces valeurs sont beaucoup plus supérieures à celles trouvées dans l'étude actuelle.

Des différences en matière des taux d'inhibition maxima chez les extraits du *C. melo* ont été constatées. C'est ainsi que l'EM a présenté un taux d'inhibition maximum de $8,842 \pm 0,470\%$ à une concentration de 20mg/ml. Tandis que pour la même dose (20mg/ml), les taux maxima se sont montrés moins importants ($6,069 \pm 0,359$ et $4,885 \pm 1,561\%$) pour les EE et EA respectivement.

Ces taux sont beaucoup plus inférieurs à celui de l'acide ascorbique, dont le taux d'inhibition maximum était de 99,849% à raison de 0,8mg/ml.

Comme précédemment, une corrélation positive entre le potentiel de l'activité antioxydante et les quantités de composés phénoliques présentes dans les extraits a été remarquée. Les coefficients de Pearson sont donnés comme suit : 0,993, 0,982 et 0,932 pour l'EM, EE et l'EA respectivement. Cela signifie que l'activité antiradicalaire de ces extraits est due à la présence de composés phénoliques, flavonoïques, flavonoliques et tanniques, avec un pourcentage de 99,39% pour l'EM, 98,28 % et 93,23 % pour les EE et EA respectivement.

Les résultats trouvés dans la présente étude se sont révélés moins importants à ceux mentionnés dans le mémoire de Merad, 2015, dans lequel le taux d'inhibition variait entre 10,05 et 12,7%, et de 9,4 à 15,3%, pour des concentrations d'EM et EE allant de 0,07 à 0,25mg/ml.

La comparaison entre les deux espèces a démontré l'existence d'une activité antiradicalaire modérée avec de faibles taux d'inhibition du radical DPPH. Cette activité est plus importante chez le *C. lanatus* par rapport au *C. melo*, pour les trois extraits. Ces constats confirment les résultats obtenus par Mehra et *al.*, 2015, qui ont également trouvés une activité antioxydante modérée chez les deux espèces étudiées avec une supériorité chez le *C. lanatus* par rapport au *C. melo*.

Tableau 09: Les taux d'inhibition maximum déterminés par la méthode du DPPH.

Espèces	Extraits	Taux d'Inhibition maximum (mg/ml)
<i>C.lanatus</i>	Aqueux	12,907±3,437 (à20mg/ml)
	Ethanolique	25,873±0,796 (à20mg/ml)
	Méthnolique	22,424±0,23 (à20mg/ml)
<i>C.melo</i>	Aqueux	4,885±1,561 (à20mg/ml)
	Ethanolique	6,069±0,359 (à20mg/ml)
	Méthanolique	8,842±0,470 (à20mg/ml)

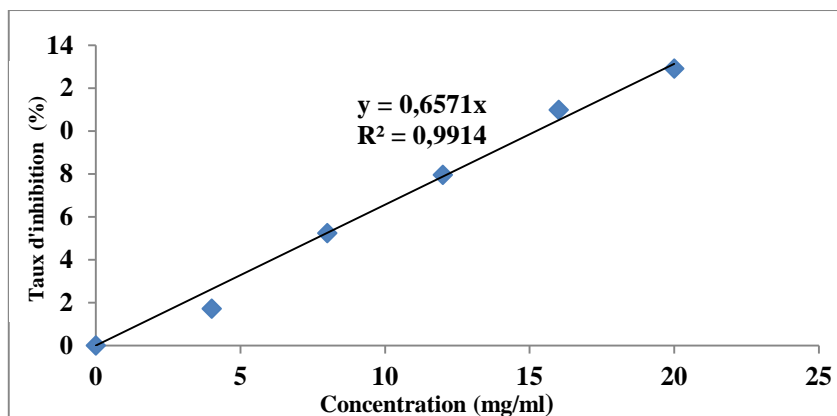


Figure 68: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait aqueux du *C.lanatus*.

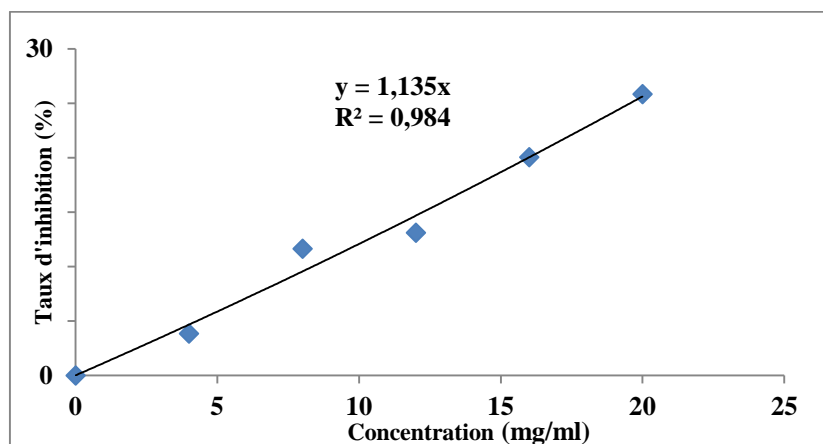


Figure 69: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait éthanolique du *C.lanatus*.

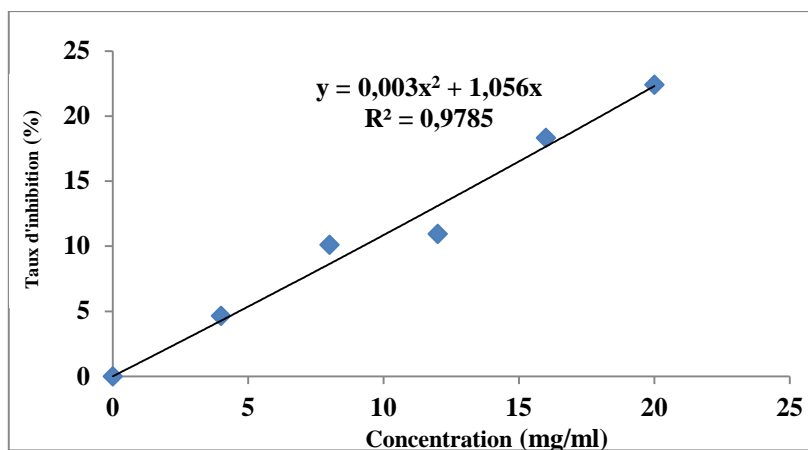


Figure 70: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait méthanolique du *C. lanatus*.

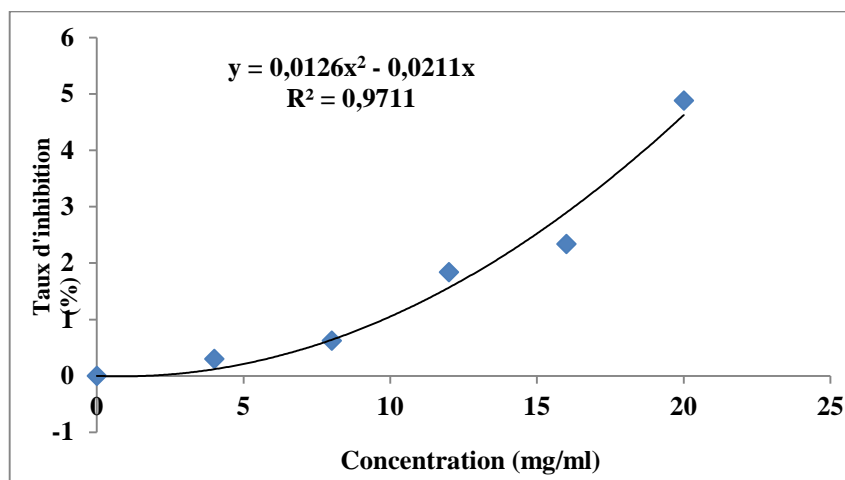


Figure 71: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait aqueux du *C. melo*.

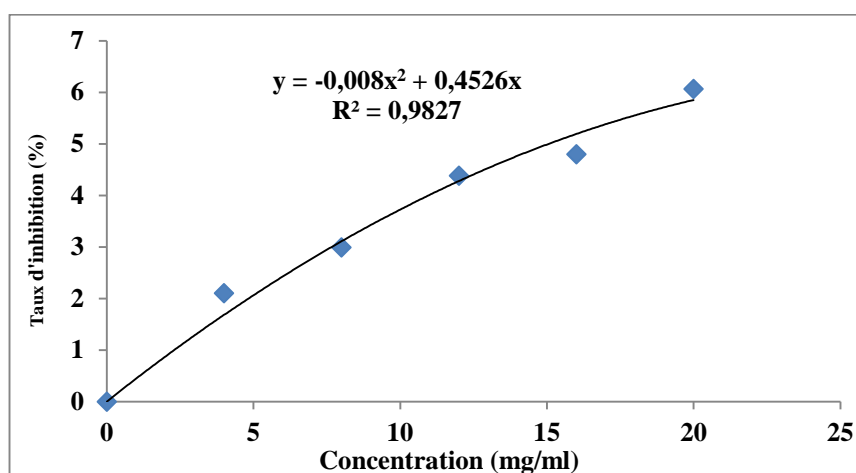


Figure 72 : Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait éthanolique du *C. melo*.

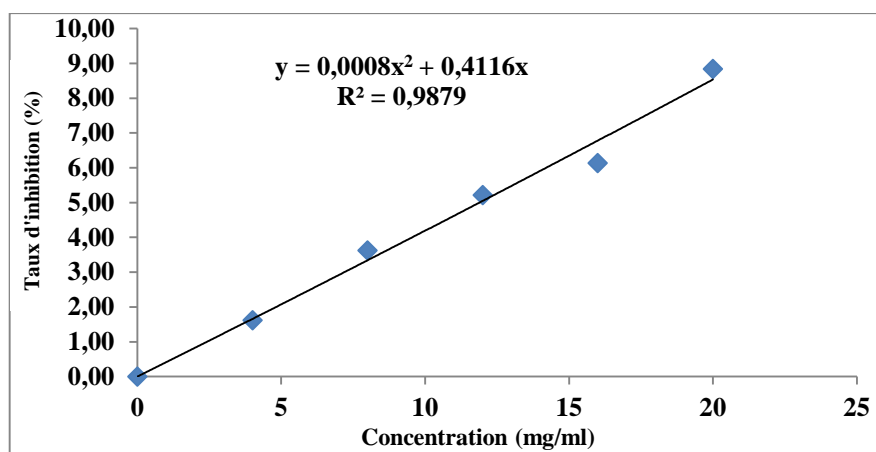


Figure 73: Evolution des taux d'inhibition de DPPH par l'extrait méthanolique du *C. melo*.

II.5.2. Méthode de l'ABTS

La détermination de l'activité antioxydante a été réalisée selon le protocole de Re et *al.*, 1999, en utilisant l'acide ascorbique comme standard, l'absorbance a été lue à une longueur d'onde de 734nm. Une courbe d'étalonnage a été tracée (Fig. 74) en tenant compte des différentes solutions d'acide ascorbique (vit C) préparées, d'une concentration allant de 0 à 1mg/ml.

Les résultats obtenus (Tab. 10) ont été exprimés en pourcentages d'inhibition du radical cationique ABTS^{•+} pour chacune des concentrations (0-20mg/ml), en se basant sur les densités optiques obtenues à partir des préparations méthanoliques.

Les analyses ont été effectuées uniquement sur le *C. lanatus* car il ne restait plus d'extraits du *C. melo*.

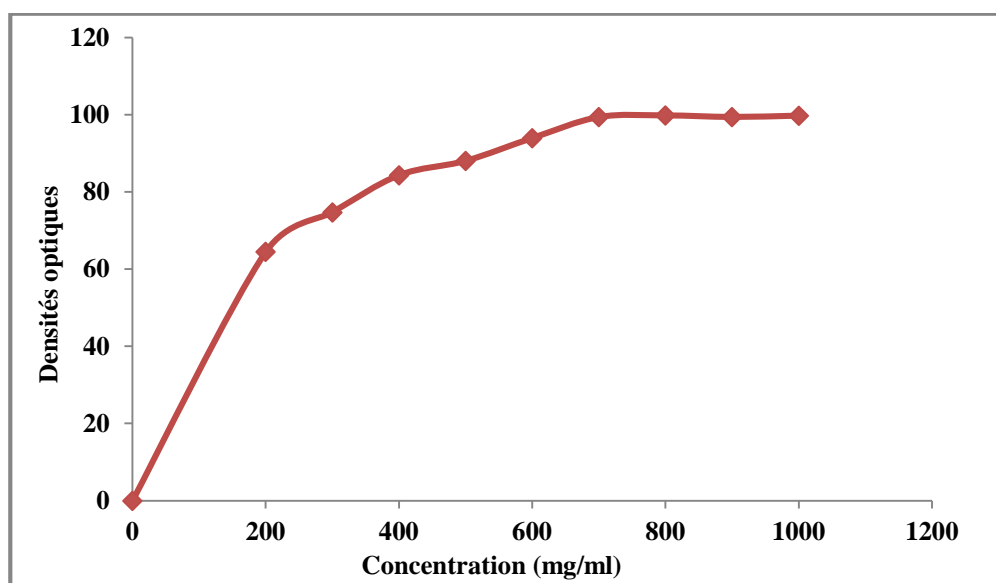


Figure 74 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.

Les courbes des régressions (Fig. 75, 76, 77) ont montré que les EM et EE du *C. lanatus* ont eu une très forte activité antioxydante, qui s'est traduite par de forts taux d'inhibition du radical ABTS^{•+}. Ces derniers ont varié entre 95,876 et 98,625% et de 93,414 à 98,683%, pour ces deux extraits respectivement. L'EA quant à lui, a montré une activité antiradicalaire moins importante (21,191 à 75,315%), pour la même dose (20mg/ml).

Les coefficients de Pearson (0,672, 0,685 et 0,977 chez les EM, EE et EA respectivement) ont révélé l'existence d'une corrélation linéaire positive entre les quantités des polyphénols présentes

dans les extraits et l'inhibition du radical $ABTS^{\cdot+}$. Cela signifie que 67,29 et 68,52% de l'activité antioxydante est due à la présence de composés phénoliques pour l'EM et l'EE respectivement. Le reste de cette activité revient à d'autres composés. Tandis que pour l'EA, 97,74% de l'activité antioxydante est justifiée par la présence de composés phénoliques. Il faut noter que les activités antioxydantes présentes peuvent être dues aux composés phénoliques totaux, aux flavonols, aux flavonoïdes totaux et aux tanins. Ainsi, la variation observée en potentiels antioxydants peut être attribuée directement à la polarité du solvant utilisé, la nature et la solubilité de ces composés dans un solvant, la méthode d'extraction utilisée.

Les taux d'inhibition maxima des EE et EM ont été proches de celui de l'acide ascorbique (99,80%), lorsque ce dernier a été ajouté à raison de 0,8mg/ml. L'EA a possédé une activité moins importante.

Tableau 10: Les taux d'inhibition maximum déterminé par la méthode de l'ABTS.

Extraits	Taux d'Inhibition maximum (mg/ml)
Aqueux	75,315±0,946 (à20mg/ml)
Ethanolique	98,683±0,262 (à20mg/ml)
Méthnolique	98,625±0,172 (à20mg/ml)

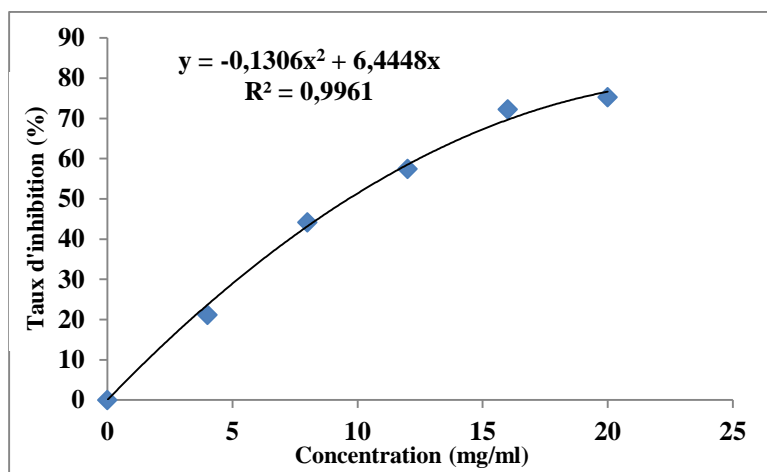


Figure 75: Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS⁺ par l'extrait aqueux du *C.lanatus*.

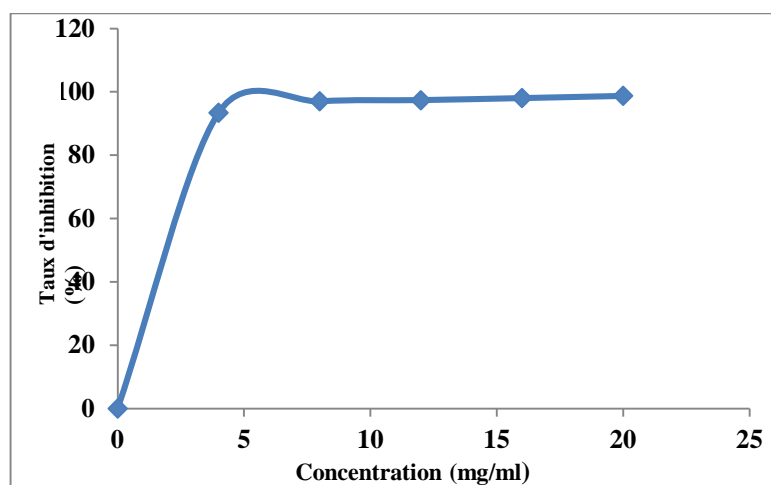


Figure 76: Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS⁺ par l'extrait éthanolique du *C.lanatus*.

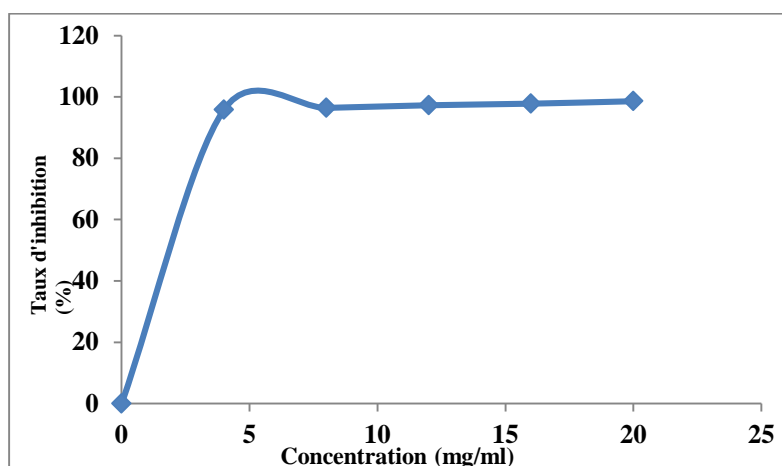


Figure 77 : Evolution des taux d'inhibition de l'ABTS⁺ par l'extrait méthanolique du *C.lanatus*.

Il existe une bonne corrélation entre les deux méthodes de détermination des activités antioxydantes (Tab. 11), car elles sont basées sur le même principe (le transfert d'un électron). La meilleure est celle de l'EA ($r=0,98$), tandis que les EM et EE ont enregistré des coefficients de corrélation moins importants ($r=0,669$ et $r=0,661$ respectivement).

Les extraits ont montré la présence d'une activité antiradicalaire dans les deux méthodes utilisées (DPPH et ABTS^{·+}). Il semblerait que ces fractions jouent le rôle d'antioxydant par leur capacité à céder un proton au DPPH. Le mécanisme d'action de l'ABTS est le même, mais ce test est plus fiable en raison de la grande solubilité de ce réactif dans les extraits aqueux comparé au DPPH (Teow et al., 2007). Pour cette raison, le test ABTS est meilleur que le DPPH, lorsqu'il s'applique à une variété de plantes comestibles contenant des composés hydrophiles, lipophiles et des pigments antioxydants (Floegel et al., 2011). L'extrait aqueux a montré une activité antiradicalaire dépendante de la dose, tandis que pour les deux autres extraits cette activité s'est avérée très forte, ceci peut amener à penser que pour de fortes doses, cette plante peut servir à des traitements des dommages pathologiques liés aux radicaux libres.

L'examen de ces résultats, montrent aussi que le test du DPPH a donné la plus faible valeur pour les différents extraits. Cette sous estimation de la capacité antioxydante par le test du DPPH a été aussi observée par Kim et al., 2002 et par Arnao, 2000.

Tableau 11 : Coefficients de Pearson des différents extraits de *C.lanatus*.

	ABTS ^{·+} CIT Aq	ABTS ^{·+} Cit Eth	ABTS ^{·+} Cit Meth	DPPH CIT Aq	DPPH CIT Eth	DPPH CIT Meth
ABTS ^{·+} Cit Aq	1	-	-	0,98007417	-	-
ABTS ^{·+} Cit Eth	-	1	-	-	0,66090869	-
ABTS ^{·+} Cit Meth	-	-	1	-	-	0,66973461
DPPH Cit Aq	0,98007417	-	-	1	-	-
DPPH Cit Eth	-	0,66090869	-	-	1	-
DPPH Cit Meth	-	-	0,66973461	-	-	1

Conclusion et perspectives

Le screening phytochimique des graines de *C. lanatus* et *C. melo*. a mis en évidence la présence de polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols, tanins condensés et d'une activité antiradicalaire avec des proportions différentes.

L'extraction des composés polyphénoliques est une étape cruciale pour la valorisation de ces principes actifs, elle dépend de la méthode et du solvant approprié qui préservent leurs propriétés biologiques. De cette étude, Il ressort que la macération par l'éthanol est la meilleure méthode pour extraire les polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et tanins condensés chez *C. lanatus* (pour 1g de lyophilisat). Tandis que chez le *C. melo*, la décoction par l'eau distillée a été la plus efficace pour faire ressortir le plus de polyphénols et de flavonols, alors que le méthanol a été le meilleur solvant pour extraire les flavonoïdes, et enfin l'éthanol pour les tanins.

Par contre, pour 100g de matière sèche, c'est l'eau distillée qui a fait ressortir le plus de polyphénols totaux, flavonols et des tanins chez les deux espèces. Quant à l'extraction des flavonoïdes, il serait préférable d'utiliser le méthanol chez le *C. lanatus* et l'eau distillée pour *C. melo*.

D'autre part, le facteur espèce a également influencé les paramètres phytochimiques étudiés.

En effet, le *C. melo* s'est avéré être plus riche en polyphénols totaux et en flavonols, tandis que *C. lanatus* contenait plus de flavonoïdes et de tanins, pour 1g d'extrait. En revanche, pour 100g d'extrait, c'est *C. lanatus* qui a renfermé le plus de polyphénols, flavonoïdes, flavonols, tanins, ce qui expliquerait le fait qu'il a présenté une activité antiradicalaire plus importante détectée par la méthode du DPPH par rapport au *C. melo*.

L'ABTS a révélé l'existence d'une forte activité antioxydante par rapport au test du DPPH, ceci est dû à sa grande solubilité dans l'eau.

Ces travaux préliminaires peuvent être poursuivis en effectuant une analyse plus poussée pour avoir des informations supplémentaires sur la composition phytochimique des graines des deux espèces (quantification des flavones, anthocyanes,), l'utilisation d'autres parties de ces plantes (feuilles, fleurs,...), l'étude des activités antioxydantes en utilisant d'autres méthodes FRAP, ORAC,....., l'étude *in vitro* et *in vivo* d'autres activités biologiques (antidiabétiques, anti-inflammatoire, anticancéreuse, antimicrobienne, ...) et l'étude phytochimique des huiles issues de ces deux types de graines.

Enfin, ce travail vise à valoriser ces graines qui sont généralement négligées et jetées alors qu'elles possèdent une activité antioxydante importante et qui peuvent être exploitées à différentes échelles (agronomiques, pharmaceutiques, cosmétiques...etc).

Bibliographie

Bibliographie

- Abdel-Hameed, E.S. (2009).** Total phenolic contents and free radical scavenging activity of certain Egyptian *Ficus* species leaf samples. *Food Chemistry*, 114(4):1271–1277.
- Abdelwahab, S.I., Hassan, L.E.A., Sirat, H.M., Yagi, S.M.A., Koko, W.S., Mohan, S., Taha, M.M.E., Ahmad, S., Chuen, C. S., Narrima, P., Rais, M. M., Hamid, A. & Hadi, A. (2011).** Anti-inflammatory activities of Cucurbitacin E isolated from *Citrullus lanatus var citrodies*: Role of reactive nitrogen species and cyclooxygenase enzyme inhibition. *Fitoterapia*, 82(8): 1190 - 1197.
- activities . *Comptes rendus Biologies*, **331**: 372-379.
- Adunola, A.T., Chidimma, A.L., Olatunde, D.S. & Peter, O.A. (2015).** Antibacterial activity of watermelon (*Citrullus lanatus*) seed against selected microorganisms, *African Journal of Biotechnology*, 14(14),1224-1229.
- Altas, S., Kızıl, G., Kızıl, M, Ketani, A. & Haris, P.I. (2011).** Protective effect of Diyarbakır watermelon juice on carbon tetrachloride -induced toxicity in rats. *Food and Chemical Toxicology*, 49(9): 2433–2438.
- Amaral, J.S., Valentao, P., Andrade, P.B., Martins, R.C. & Seabra, R.M.(2010).** Phenolic
- Andersson, C.M., Hallberg, A. & Högberg, T. (1996).** Advances in the development of pharmaceutical antioxidants. *Advances in Drug Research*, 28 : 65-180.
- Andhare, R. N., Raut, M. K. & Naik, S. R. (2012).** Evaluation of antiallergic and anti-anaphylactic activity of ethanolic extract of *Sanseveiria trifasciata* leaves (EEST) in rodents. *Journal of Ethnopharmacology*, 142 (3):627–633.
- Andhare, R.N., Raut, M.K. & Naik. S.R. (2012). Evaluation of antiallergic and anti-anaphylactic activity of ethanolic extract of *Sanseveiria trifasciata* leaves (EEST) in rodents. *Journal of ethnopharmacology* .142 (3), 627-633
- Anhwange, B.A., Ikyenge, B.A., Nyiatagher, D.T. & Ageh, J.T. (2010).** Chemical analysis of *Citrullus lanatus* (Thumb.), *Cucumeropsis mannii* (Naud.) and *Telfairia occidentalis* (Hook F.) seed oils. *Journal of Applied Sciences Research*, 6(3): 265 - 268.
- Anonyme. (1992).** The wealth of India, vol-III: ca-ci,p.p-599-609.
- Arnao, M.B. (2000).** Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case. *Trends in Food Science & Technology*, 11:419–421.
- Aruna, A., Vijayalakshmi, K., Karthikeyan, V. (2014).** *In vitro* ANTIOXIDANT SCREENING OF *Citrullus lanatus* LEAVES. *International journal pharmacy and pharmaceutical analysis*, 1 (1) : 9-25

- Balakrishnan, N., Mathew, V. T. & Subash, P. (2015).** A Review on *Citrullus lanatus* Thunb. *International Journal of Pharmaceutical Sciences Letters*, 5(3) : 558-562.
- Belkheiri, N. (2010).** Dérivés phénoliques à activités antiathérogènes. Thèse de doctorat : Université de Toulouse.
- Benariba, N., Djaziri, R., Bellakhdar, W., Belkacem, N., Kadiata, M., Malaisse, W.J., Sener, A.(2013).** Phytochemical screening and free radical scavenging activity of *Citrullus colocynthis* seeds extracts. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 3(1): 35-40.
- Benavente-Garcia, O., Castillo, J., Marin, F.R., Ortuno, A. & Del Rio, J.A. (1997).** Uses and
- Bhardwaj, A., Kumar, R., Dabas, V. & Alam, N. (2012).** Evaluation of anti-ulcer activity of *Citrullus Lanatus* seed extract in Wistar albino rats. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 4(5):135-139.
- Boizot, N. & Charpentier, J.P. (2006).** Méthodes rapides d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Le cahier des Techniques de l'INRA :79-82.
- Bonnaillie, C., Salacs, M., Vassiliova, E. & Saykova, I. (2012). Etude de l'extraction de composés phénoliques à partir de pellicules d'arachide (*Arachis hypogaea* L.). *Revue de génie industriel*, 7. p35-45.
- Bortolomeazzi, R., Sebastianutto, N., Toniolo, R. & Pizzariello, A. (2007).** Comparative evaluation of the antioxidant capacity of smoke flavouring phenols by crocin bleaching inhibition, DPPH radical scavenging and oxidation potential. *Food Chemistry*, 100: 1481-1489.
- Bossokpi, I.P.L. (2002).** Etude des activités biologiques de *Fagara zanthoxyloides* Lam (Rutaceae). Thèse de doctorat en pharmacie : Université de Bamako.
- Bouheroum, M. (2007).** Etude phytochimique des plantes médicinales algériennes : *Rhantherium adpressum* et *Ononis angustissima*. Thèse de doctorat : Université Mentouri de Constantine.
- Boujoudrouf, M. (2011).** Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L. Mémoire de magister : Université de Sétif.
- Broadhurst, R. B. & Jones, W. T. (1978).** Analysis of condensed tannins using acidified vanillin. *The Journal of the Science of Food and Agriculture*, 28 :788-794.
- Bruneton, J. (1993).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. 2^{ème} édition, Lavoisier Techniques et Documentation, Paris, p.266- 275.
- Bruneton, J. (1999).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes Médicinales. 3^{ème} édition, Lavoisier Techniques et Documentation, Paris, p 647-673.
- Bruneton, J. (2016).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes Médicinales. 5^{ème} édition, Lavoisier Techniques et Documentation, Paris, p 387-396.
- C. (2008). Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological

- Chan, K.T., Li, K., Liu, S.L., Chu, K.H., Toh, M. & Xie, W.D. (2010).** Cucurbitacin B inhibits STAT3 and the Raf/MEK/ERK pathway in leukemia cell line K562. *Cancer Letters*, 289(1):46-52.
- Chandrika, U.G., Fernando, K.S.S.P. & Ranaweera, K.K.D.S. (2009).** Carotenoid content and in vitro bioaccessibility of lycopene from guava (*Psidium guajava*) and watermelon (*Citrullus lanatus*) by high performance liquid chromatography diode array detection. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 60(7):558 -566.
- Chanforan, C. (2010).** Stabilité de microconstituants de la tomate (composés phénoliques, caroténoïdes, vitamines C et E) au cours des procédés de transformation : études en systèmes modèles, mise au point d'un modèle stoechio-cinétique et validation pour l'étape unitaire de préparation de sauce tomate. Thèse de doctorat : Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse.
- Chang, C.C., Yang, M.H., Wen, H.M. & Chern, J.C.(2002).** Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of food and drug analysis*, 10: 178-182.
- Chen, C., Qiang, S., Lou, L. & Zhao, W. (2009).** Cucurbitane-type triterpenoids from the stems of *Cucumis melo*. *Journal of Natural Products*, 72(5):824-829.
- Collin, S. & Crouzet, J. (2011).** Agence universitaire de la francophonie. Polyphénols et procédés : Transformation des polyphénols au travers des procédés appliqués à l'agro-alimentaire. *Edition Lavoisier*, Paris, p 13.
- composition of hazelnut leaves: influence of cultivar, geographical origin and ripening stage.
- compounds interacting with cytochromes P450. *Chemico-Biological Interactions*, 139 (1): 1-21.
- Cowan, M.M. (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents. *CLINICAL MICROBIOLOGY REVIEWS*, 12(4): 564- 582.
- Dé cordé, K., Ventura, E., Lacan, D., Ramos, J., Cristol, J.P. & Rouanet, J.M. (2010).** An SOD rich melon extract Extramel[®] prevents aortic lipids and liver steatosis in diet-induced model of atherosclerosis. *Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases*, 20(5):301-307.
- De Marino, S., Festa, C., Zollo, F. & Lorizzi, M. (2009).** Phenolic glycosides from *Cucumis melo* var. *inodorus* seeds. *Phytochemistry Letters*, 2(3) :130–133.
- DEMELIN, E. (2012).** Le raisin et ses applications thérapeutiques. Thèse de Doctorat: Université de LIMOGES.
- Dubey, N.K., Kumar, R. & Tripathi, P. (2004).** Global promotion of herbal medicine: India's opportunity. *Current science*, 86: 37-41.
- Dupont, F. & Guignard, J.L. (2007).** Botanique systématique moléculaire. 14^{ème} édition, Masson, Paris.

- Dykes, L. & Rooney, L. W. (2006).** Sorghum and millet phenols and antioxidants. *Journal of cereal Sciences*, **44** : 236 - 251.
- Ebrahimzadeh, M. A., Pourmmorad, F. & Hafezi, S. (2008).** Antioxidant activities of Iranian corn silk. *Turkish journal of biology*, **32** : 43-49.
- effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile*
- Erhirhie, E.O. & Ekene, N.E.(2013).** Medicinal values on *Citrullus lanatus* (Watermelon): Pharmacological review. *International Journal of Research in Pharmaceutical and Biomedical Sciences*, **4(4)**:1305–1312.
- Esquinas-Alcazar, J.T. & Gulick, P.J. (1983).**Genetic resources of Cucurbitaceae – a global report. International Board for Plant Genetic Resources. Rome. p101.
- Etim, O. E., Ekanem, S.E. & Sam, S.M. (2013).** In Vitro Antioxidant Activity and Nitric Oxide Scavenging Activity of *Citrullus Lanatus* Seeds. *Journal of Natural Sciences Research*. **3(12)**: 126-133.
- Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N. , Boulaaba, M. & Abdelly, C. (2008).**Phenolic composition of *Cynara cardunculus L.* organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologie*, **331**: 372-379.
- Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M. & Abdelly, C. (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus L.* organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*. **331(5)** : 372-379.
- Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M. & Abdelly, Ferrari, J. (2002).** Contribution à la connaissance du métabolisme secondaire des Thymelaeaceae et investigation phytochimique de l'une d'elle : *Gnidia involucrata Steud.* A. Rich. Thèse de doctorat : Université de Lausanne.
- Fleshman, M.K., Lester, G.E., Riedl, K.M., Kopec, R.E., Narayanasamy, S., Curley, R.W.Jr., Schwartz, S.J. & Harrison, E.H. (2011).**Carotene and novel apocarotenoid concentrations in orange-fleshed *Cucumis melo* Melons : Determinations of β -carotene bioaccessibility and bioavailability. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, **59(9)** :4448-4454.
- Floegel, A., Kim, D.O., Chung, S. J., Koo, S. I. & Chun, O. K. (2011).** Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis*.**24** :1043–1048
- Food and agriculture organisation of united nations:** economical and social Department: the statistics division ; <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx> (page consulté le :11/13/2017)

- Fraga, C. G. (2009).** Plant phenolics and human health: Biochemistry, Nutrition, and Pharmacology. *John Wiley & Sons Edition*, p 5-13.
- Fraser, P.D. & Bramley, P.M. (2004).** The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in Lipid Research*, 43(3):228–265.
- Ghedira, K. (2005).** Les flavonoïdes: structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapie*, 3(4): 162-169.
- Gill, N.S., Bajwa, J., Dhiman, K., Sharma, P., Sood, S., Sharma, P.D., Singh, B. & Bali, M. (2011).** Evaluation of therapeutic potential of traditionally consumed *Cucumis melo* seeds. *Asian journal of plant science*, 10(1):86-91.
- Gill, N.S., Bajwa, J., Sharma, P., Dhiman, K., Sood, S., Sharma, P.D., Singh, B. & Bali M. (2011).** Evaluation of antioxidant and anti ulcer activity of traditionally consumed *Cucumis melo* seeds. *Journal of pharmacology and toxicology*, 6(1):82-89.
- Gill, N.S., Sood, S., Muthuraman, A., Bali, M. & Sharma, P.D. (2011).** Evaluation of antioxidant and anti-ulcerative potential of *Citrullus lanatus* seed extract in rats. *Latin American Journal of Pharmacy (formerly Acta Farmacéutica Bonaerense)*, 30(3):429-434.
- Grubben, G.J.H. (2004).** Plant Resources of Tropical Africa: Vegetables (PROTA 2),
- Hadbaoui, Z. (2012).** Evaluation de l'activité antioxydante des fractions lipidiques, protéiques et phénoliques de sorgho et de mil locaux. Thèse de doctorat : Université de Kasdi Merbah Ouargla-Algérie.
- Hadbaoui, Z. (2012).** Evaluation de l'activité antioxydante des fractions lipidiques, protéiques et phénoliques de sorgho et de mil locaux. Thèse de Doctorat: Université de Kasdi Merbah Ouargla-Algerie.
- Hassan, L.E.A., Koko, W.S., Osman, E-B.E., Dahab, M.M. & Sirat, H.M. (2011).** In vitro Antigiardial activity of *Citrullus lanatus* var. *citroides* extracts and cucurbitacins isolated compounds. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(15):3338-3346.
- Hassan, L.E.A., Sirat, H .M., Yagi, S.M.A., Koko, W.S. & Siddig, I.A. (2011).** In vitro antimicrobial activities of chloroformic, hexane & ethanolic extracts of *Citrullus lanatus* var. *citroides* (Wild melon). *Journal of medicinal plants research*, 5(8): 1338 – 1344.
- Hassan, L.E.A., Sirat, H .M., Yagi, S.M.A., Koko, W.S. & Siddig, I.A. (2011).** In vitro antimicrobial activities of chloroformic, hexane & ethanolic extracts of *Citrullus lanatus* var. *citroides* (Wild melon). *Journal of medicinal plants research*, 5(8): 1338 – 1344.
- Heimler, D ., Vignolini, P ., Giulia Dini, M ., Francesco Vincieri, F . & Rmani A.(2006).** Antiradical activity and polyphenol composition of local Brassicaceae edible varieties. *Food Chemistry*, 99:464-469.

- Hennebelle, T., Sahpaz, S. & Bailleul, F. (2004).** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et
- Hodek, P., Trefil, P. & Stiborova, M. (2002).** Flavonoids-potent and versatile biologically active
- Hoffmann, D. (2003).** Medical Herbalism : The Science and Practice of Herbal Medicine. Edition Inner Traditions Bear and Compagny, Rochester, p 90.
- Pincemail, J., Degruene, F., Voussure, S., Malherbe, C., Paquot, N. & Defraigne, J. -O. (2007).** Effet d'une alimentation riche en fruits et légumes sur les taux plasmatiques en antioxydants et des marqueurs des dommages oxydatifs. *Nutrition clinique et métabolisme*, **21:66-75**.
- Hoffmann, L. (2003).** Etude du métabolisme des phénylpropanoïdes; analyse de l'interaction de la caféoyl-coenzyme A 3-O-méthyltransférase (CCoAOMT) avec son substrat et caractérisation fonctionnelle d'une nouvelle acyltransférase, l'HydroxyCinnamoyl-CoA : shikimate/quinate hydroxycinnamoyl Transférase (HCT). Thèse de Doctorat : Université de LOUIS PASTEUR-STRASBOURG I.
- Hopkins, W. G. (2003).** Physiologie végétale. 2^{ème} Edition, De Boeck Supérieur, p 280.
<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC> consulté le 22/03/2017
- Ibrahim, S.R. (2010).** New 2-(2-phenylethyl) chromone derivatives from the seeds of *Cucumis melo* L var. *reticulatus*. *Natural Product Communications*, **5(3):403-406**.
- Ismail, H.I., Chan, K.W., Mariod, A.A. & Ismail, M. (2010).** Phenolic content and antioxidant activity of cantaloupe (*Cucumis melo*) methanolic extracts. *Food Chemistry*, **119(2) : 643-647**.
- Ismail, M., Mariod, A., Bagalkotkar, G. & Ling, H.S. (2010).** Fatty acid composition and antioxidant activity of oils from two cultivars of Cantaloupe extracted by supercritical fluid extraction. *Grasas y Aceites*, **61(1) :37-44**.
- Jamuna, K.S., Ramesh, C.K., Srinivasa, T.R. & Raghu, K.L. (2010).** Comparative studies on DPPH and reducing power antioxidant properties in aqueous extracts of some common fruits. *Journal of Pharmacy Research*, **3(10): 2378-2380**.
- Keng, C.L. & Hoong, L.K. (2005).** In vitro plantlets regeneration from nodal segments of Muskmelon (*cucumis melo* L). *Biotechnology*, **4(4) :354-357**.
- Kerio, L.C., Wachira, F.N., Wanyoko, J.K. & Rotich, M.K. (2012).** Characterization of anthocyanins in Kenyan teas: Extraction and identification. *Food Chemistry*, **131: 31-38**.
- Kim, D.O., Lee, K.W, Lee, H.J, & Lee, C.Y. (2002).** Vitamin C equivalent antioxidant capacity of phenolic phytochemicals. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. **50 :3713–3717**.
- Kim, D-O., Seung, W.J. & Lee, C.Y. (2003).** Antioxidant capacity of phenolic phytochemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry*, **81:321–326**.

- Kolayli, S., Kara, M., Tezcan, F., Erim, F.B., Sahin, H., Ulusoy, E. & Aliyazicioglu, R. (2010).** Comparative study of chemical and biochemical properties of different melon cultivars: standard, hybrid, and grafted melons. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(17): 9764-9769.
- Kong, J.-M., Chia, L.-S., Goh, N.-K., Chia, T.-F. & Brouillard, R. (2003).** Analysis and biological activities of anthocyanins. *Phytochemistry*, 64: 923-933.
- Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, H., Grignon, C. & Abdelly, C. (2007).** Salinity Ksouri, R., Megdiche, W., Falleh, H., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Smaoui, A., Abdelly, C. (2008). Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes. *Compte Rendu de Biologies*, 331 : 865–873.
- Kumar, G., Karthik, L. & Kokati, V.B. (2010).** Antimicrobial activity of latex of *Calotropis gigantea* against pathogenic microorganisms - An in vitro study. *Pharmacologyonline*, 3: 155-163.
- Kunkle, U. & Lobmeyer, T.R. (2007).** Plantes médicinales. Identification, récolte, propriétés et emplois. Edition Parragon Books Ltd, p87-99.
- Lafont, O. & Duval, D. (2001).** Le préparateur en pharmacie (chimie-biochimie). Dossier 1. Edition Technique et Document. Lavoisier. p165.
- Laguerre, M., Lopez-Giraldo, L., Lecomte, J., Pina, M. & Villeneuve, P. (2007).** Outils d'évaluation *in vitro* de la capacité antioxydante. *Oxford College of London*, 14 (5): 278-292.
- Laur, L.M. & Tian, L. (2011).** Provitamin A and vitamin C contents in selected california-grown cantaloupe and honeydew melons and imported melons. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(2): 194-201.
- Lee, C.F. & Lin, J.Y. (1995).** Amino acid sequences of trypsin inhibitors from the melon *Cucumis melo*... *Journal of Biochemistry*, 118(1) :18-22.
- Lee, K.W., Hur, H.J., Lee, H.J. & Lee, C.Y. (2005).** Antiproliferative effects of dietary phenolic
- Leong, L.P. & Shui, G. (2002).** An investigation of antioxidant capacity of fruits in Singapore
- Macheix, J.J., Fleuriet, A. & Jay-Allemand, C. (2005).** Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Edition Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, p 4-5,134.
- Madhavi, P., Kamala, V. & Habibur, R. (2012).** Hepatoprotective Activity of *Citrullus Lanatus* Seed Oil on CCl₄ Induced Liver Damage in Rats. *Scholars Academic Journal of Pharmacy (SAJP)*, 1(1):30-33.
- Madhavi, P., Rao, M., Vakati, K., Rahman, H. & Eswaraiah, M.C. (2012).** Evaluation of anti-inflammatory activity of *Citrullus lanatus* seed oil by in-vivo and in-vitro models. *International research journal. of pharmaceutical. and applied sciences*, 2(4):104-108.

- Mallek-Ayadi, S., Bahloul, N. & Kechaou, N. (2017).** Characterization, phenolic compounds and functional properties of *Cucumis melo L.* peels. *Food Chemistry*, (221):1691-1697.
- Mallick, M.F.R. & Masui, M. (1986).** Origin, distribution and taxonomy of melons. *Scientia Horticulturae*, 28(3):251–261.
- maritima*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 45(3-4): 244-249.
- markets. *Food Chemistry*, 76(1): 69-75.
- Mehra, M., Pasricha, V. & Gupta, R. (2015).** Estimation of nutritional, phytochemical and antioxidant activity of seeds of musk melon (*Cucumis melo*) and water melon (*Citrullus lanatus*) and nutritional analysis of their respective oils. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 3(6): 98-102.
- Merad, N. (2015).** Etude comparative des teneurs en polyphénols et antioxydants des extraits de pépins de melon. Mémoire de Master : Université de Tlemcen.
- Mian-Hao, H. & Yansong, A. (2007).** Characteristics of some nutritional composition of melon (*Cucumis melo* hybrid “ChunLi”) seeds. *International Journal of Food Science and Technology*, 42(12) : 1397–1401.
- Middleton, Jr.E., Kandaswami, C. & Theoharides, T.C. (2000).** The effects of plant flavonoids on mammalian cells: Implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacological Reviews*, 52(4): 673-751.
- Milliauskas, G., Venskutonis, P.R. & van Beek, T.A. (2004).** Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chemistry*, 85: 231-237.
- Munisse, P., Andersen, S. B., Jensen, B. D. & Christiansen, J. L. (2011).** *Diversity of landraces, agricultural practises and traditional uses of watermelon (Citrullus lanatus) in Mozambique*. *African Journal of Plant Science*, 5(2): 75-86.
- Naczk, M. & Shahidi, F. (2006).** Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41 : 1523–1542.
- Naito, Y., Akagiri, S., Uchiyama, K., Kokura, S., Yoshida, N., Hasegawa, G., Nakamura, N., Ichikawa, H., Toyokuni, S., Ijichi, T. & Yoshikawa, T. (2005).** Reduction of diabetes-induced renal oxidative stress by a cantaloupe melon extract/gliadin biopolymers, oxykine, in mice. *Biofactors*, 23(2):85-95.
- Nijveldt, R.J., van Nood, E., van Hoorn, D.E.C., Boelens, P.G., van Norren, K. & van Leeuwen, P.A.M. (2001).** Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *American Journal of Clinical Nutrition*, 74 : 418–425.

- Ojeh, G.C., Oluba, O.M., Ogunlowo, Y.R., Adebisi, K.E., Eidangbe, G.O. & Orole, R.T. (2008).** Compositional studies of *Citrullus lanatus* (Egusi melon) seed. *The Internet Journal of Nutrition and Wellness*, 6(1).
- Okunrobo, O.L., Uwaya, O.J., Imafidon, E.K., Osarumwense, O.P. & Omorodion, E.J., (2012).** Quantitative determination, Metal analysis and Antiulcer evaluation of Methanol seeds extract of *Citrullus lanatus* Thunb (Cucurbitaceae) in Rats. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, S1261- S1265.
- Olamide, A.A., Olayemi, O.O., Demetrius, O.O., Olatoye, O.J. & Kehinde, A.A. (2011).** Effects of methanolic extract of *Citrullus lanatus* seed on experimentally induced prostatic hyperplasia. *European Journal of Medicinal Plants*, 1(4) : 171-179.
- Oluba, O.M., Eidangbe, G.O., Ojeh, G.C. & Idonije, B.O. (2011).** Palm and Egusi melon oils lower serum and liver lipid profile and improve antioxidant activity in rats fed a high fat diet. *International Journal of Medicine and Medical Sciences*, 3(2): 47-51.
- Oluba, O.M., Ogunlowo, Y.R., Ojeh, G.C., Adebisi, K.E., Eidangbe, G.O. & Isiosio, I.O. (2008).** Physicochemical properties and fatty acid composition of *Citrullus lanatus* (Egusi melon) seed oil. *Journal of Biological Sciences*, 8(4): 814-817.
- Ozenda, P. (2004).** Flore et végétation du Sahara. 3^{ème} édition, CNRS Editions, Paris.
- Özgülven, M. & Tansi, S. (1998).** Drug yield and essential oil of *Thymus vulgaris* L as in influenced by ecological and ontogenetical variation. *The Turkish journal of agriculture and forestry*, 22 : 537-542.
- Park, H. J. & Cha, H. C. (2003).** Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho. *Korean journal of biological society*, 7 : 327-330.
- Pelagie, Y., Alexis, T., Koudoro, Y., Agbangnan, P., Ndahischimiye, V., Sebastien, D. T., Wotto, D., Azandegbe, E. C. & Sohounhloue, D. (2015).** Etude comparative des Composés phénoliques et activité antiradicalaire des extraits des Graines de *Garcinia kola* (Guttiféreae) et de *Cucumeropsis edulis* (cucurbitacéae) du Bénin. *International Journal of Innovation and Scientific Research*, 15 (1): pp. 217-227.
- Pitrat, M., Chauvet, M. & Foury, C. (1999).** Diversity, history and production of cultivated cucurbits. *Acta Horticulturae*, 492:21–28.
- PITRAT. M.(2013).** Botanique et description(INRA) (page consulté le 01/03/2017). <http://ephytia.inra.fr/fr/C/7632/Melon-Botanique-et-description>.
- Podsdek, A. (2007).** Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A

- Poduri, A., Rateri, D.L., Saha, S.K., Saha, S. & Daugherty, A. (2013).** *Citrullus lanatus* 'sentinel' (watermelon) extract reduces atherosclerosis in LDL receptor-deficient mice. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 24(5): 882–886.
- Poncet Legrand, C., Cartalade, D., Putaux, J.L., Cheynier, V. & Vernhet, A. (2003).** Flavan3ol Aggregation in Model Ethanolic Solutions: Incidence of Polyphenol Structure, Concentration, Ethanol Content, and Ionic Strength. *Langmuir*, 19(25) : 10563 -10572.
- Portet, B. (2007).** Recherche bioguidée de molécules antipaludiques d'une plante guyanaise *Piper hostmannianum* var. *berbicense*. Thèse de Doctorat : Université de TOULOUSE.
- potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 2(1): 3-6.
- properties of *Citrus* flavonoids. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 45(12) : 4505–4515.
- Puerta, G.A., & Cisneros, Z. L. A. (2012).** Phytochemical composition of different varieties of watermelons (*Citrullus lanatus*) grown at three different locations, http://ift.confex.com/ift/2002/techprogram/paper_14452.htm, consulté le 21-01-2016.
- Sin, D.W., Wong, Y.C. & Yao, W.Y. (2006).** Analysis of gamma- irradiated melon, pumpkin, and sunflower seeds by electron paramagnetic resonance spectroscopy and gas chromatography – mass spectrometry. *Journal of Agriculture Food Chemistry*, 54(19): 7159 - 7166.
- Rahman, H., Manjula, K., Anoosha, T., Nagaveni, K., Eswaraiah, M.C. & Dipankar, B. (2013).** In vitro anti-oxidant activity of *Citrullus lanatus* seed extracts. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 6(3):152- 157.
- Rahman, I., Biswas, S.K. & Kirkham, P.A. (2006).** Regulation of inflammation and redox signaling by dietary polyphenols. *Biochemical pharmacology*, 72: 1439-1452.
- Rangkadilok, N., Sitthimonchai, S., Worasuttayangkurn, L., Mahidol, C., Ruchirawat, M. & Satayavivad, J. (2007).** Evaluation of free radical scavenging and antityrosinase activities of standardized longan fruits extract. *Food and Chemical Toxicology*, 45(2): 328-336.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. & Rice-Evans, C. (1999).** Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26:1231–1237.
- review. *LWT*, 40:1-11.
- Rimando, A.M. & Perkins-Veazie, P.M. (2005).** Determination of citrulline in watermelon rind. *Journal Chromatogr A*, 1078(1-2):196-200.
- Roux, D. & Catier, O. (2007).** Botanique, Pharmacognosie et Phytothérapie. *Wolters Kluwer France Edition*, p 74.
- Sadasivam, S. & Thayumanavan, B. (2003).** Molecular host plant resistance to pests. Vol. 96 de Books in soils, plants and the environment. *CRC Press*, New York, p221.

- Sathya, J. & Shoba, F.G. (2014).** Assessment of antimicrobial efficacy of *Citrullus lanatus* methanolic seed extract, *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*, 6(12):640-643.
- Schofield, P., Mbugua, D-M. & Pell, A .N. (2001).**Analyses of condensed tannins: a review. *Animal Feed and Technology*, 91:21-40.
- Scientia Horticulturae*, 126 : 306–313.
- Serrano, M.R., Puertas, M.C.R., Pastori, G.M., Corpas, F.J., Sandalio, L.M., Rio, L.A.D. & Palma, J.M. (2007).** Peroxisomal membrane manganese superoxide dismutase: characterization of isozyme from watermelon (*Citrullus lanatus* Schrad.) Cotyledons. *Journal of Experimental Botany*, 58 (10): 2417-2427.
- Serrano, M.R., Puertas, M.C.R., Pastori, G.M., Corpas, F.J., Sandalio, L.M., Rio, L.A.D. & Palma, J.M. (2007).** Peroxisomal membrane manganese superoxide dismutase: characterization of isozyme from watermelon (*Citrullus lanatus* Schrad.) Cotyledons. *Journal of Experimental Botany*, 58 (10): 2417-2427.
- Shafaei, A., Farsi, E. , Ahamed, B.M.K., Siddiqui, M.J.A., Attitalla, I.H., Zhari , I. & Asmawi, M.Z. (2011).** Evaluation of toxicological and standardization parameters and phytochemical investigation of *Ficus deltoidea* leaves. *American Journal of Biochemistry and Molecular Biology*. 1: 237-243.
- Sharma, S., Paliwal, S., Dwivedi, J. & Tilak, A. (2011).** First report on Laxative activity of *citrullus lanatus*. *Pharmacologyonline*, 2:790-797.
- Shipp, J. & Abdel-Aal, El-S. M. (2010).** Food applications and physiological effects of anthocyanins as functional food ingredients. *The Open Food Science Journal*, 4 :7-22.
- substances and hydrogen peroxide. *Journal of Agricultural and Food chemistry*, 53 : 1990-1995.
- Tadmor, Y., Burger, J., Yaakov, I., Feder, A., Libhaber, S.E., Portnoy , V., Meir, A., Tzuri, G., Sa'ar, U., Rogachev, I., Aharoni, A., Abeliovich, H., Schaffer, A.A., Lewinsohn, E. & Katzir, N. (2010).** Genetics of flavonoid, carotenoid, and chlorophyll pigments in melon fruit rinds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(19):10722-10728.
- Tapas, A. R., Sakarkar, D. M. & Kakde, R. B. (2008).** Flavonoids as Nutraceuticals: A Review. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, 7 (3), 1089-1099.
- Teow, C.C., Truong, V.-D. , McFeeters, R.F., Thompson, R.L., Pecota, K.V., Yencho, G.C. (2007).** Antioxidant activities, phenolic and β -carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. *Food Chemistry*, 103 :829-838
- Urquiaga, I. & Leighton, F. (2000).**Plant Polyphenol Antioxidants and Oxidative Stress. *Biological research*, 33(2): 55-64.

Van Acker, S.A.B.E., Van Balen, G.P., Van den Berg, D.J., Bast, A. & Van der Vijgh, W.J.F. (1998). Influence of iron chelation on the antioxidant activity of flavonoids. *Biochemical Pharmacology*, 56 (8):935– 943.

Vol. 2. PROTA. Accessed on Google Books.

Vouldoukis, I., Lacan, D., Kamate, C., Coste, P., Calenda, A., Mazier, D., Conti, M. & Dugas, B.(2004). Antioxidant and anti-inflammatory properties of a *Cucumis melo* LC. extract rich in superoxide dismutase activity. *Journal of Ethnopharmacology*, 94(1): 67-75.

Vouldoukis, I., Conti, M., Kolb, J.P., Calenda, A., Mazier, D. & Dugas, B. (2003). Induction of Th1-dependent immunity by an orally effective melon superoxide dismutase extract. *Current Trends in Immunology*, 5:141-145.

Wang, J., Zhou, X., Cao, Y., Xiao, J., Ma, E., Deng, Y. & Chen, D. (2007). The antitumor activities of cucurbitacin liposome for injection both in vitro and in vivo. *Asian journal of Traditional Medicines*, 2(3):98-103.

Wani, A.A., Sogi, D.S., Singh, P., Wani, I.A . & Shivhare, U.S. (2011). Characterization and functional properties of watermelon (*Citrullus lanatus*) seed proteins. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91(1): 113-121.

Wehner, T.C. (2008). Watermelon In: J. Prohens and F. Nuez Edition. Handbook of Plant Breeding; Vegetables I: Asteraceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, and Cucurbitaceae. Springer Science+Business LLC, New York, NY, 426 p 17, pp 381-418.

Wollgast, J. & Anklam, E. (2000). Review on polyphenols in *Theobroma cacao*: changes in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification and quantification. *Food Research International*, 33(6) : 423 - 447.

Wootton-Beard, P. C., Moran, A. & Ryan, L. (2011). Stability of the total antioxidant capacity and total polyphenol content of 23 commercially available vegetable juices before and after in vitro digestion measured by FRAP, DPPH, ABTS and Folin–Ciocalteu methods. *Food Research International*, 44 : 217–224.

Wootton-Beard, P. C., Moran, A. et Ryan, L. (2011). Stability of the total antioxidant capacity and total polyphenol content of 23 commercially available vegetable juices before and after in vitro digestion measured by FRAP, DPPH, ABTS and Folin–Ciocalteu methods. *Food Research International* 44(1) :217–224.

Wright, C.I., Van-Buren, L., Kroner, C.I. & Koning, M.M.G. (2007). *Herbal medicines as diuretics: a review of the scientific evidence.* *Journal of Ethnopharmacology*, 114(1):1-31.

www.fao.org

- Yadav, S., Tomar, A.K., Jithesh, O., Khan, M.A., Yadav, R.N., Srinivasan, A. & Yadav, S. (2011).** Purification and partial characterization of low molecular weight vicilin-like glycoprotein from the seeds of *Citrullus lanatus*. *The protein journal*, 30(8): 575-580.
- Yao, L.H., Jiang, Y.M., SHI, J., Tomas-Barberan, F.A., Datta, N., Singanusong, R. & Chen, S.S. (2004).** Flavonoids in Food and their health benefits. *Plant Foods for Human Nutrition*, 59 :
- Yoshida, H., Ishikawa, T., Hosoai, H., Suzukawa, M., Ayaori, M., Hisada, T., Sawada, S., Yonemura, A., Higashi, K., Ito, T., Nakajima, K., Yamashita, T., Tomiyasu, K., Nishiwaki, M., Ohsuzu, F. & Nakamura H. (1999).** Inhibitory effect of tea flavonoids on the ability of cells to oxidize low density lipoprotein. *Biochemical pharmacology*, 58(11) : 1695–1703.
- Zeven, A.C. & De Wet, J.M.J. (1982).** Dictionary of cultivated plants and their regions of diversity, 3rd edn. Pudoc, Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen.
- Zhang, Y., Vareed, S.K. & Nair, M.G. (2005).** Human tumor cell growth inhibition by nontoxic anthocyanidins, the pigments in fruits and vegetables. *Life Sciences*, 76 (13): 1465-1472.
- Zinchenko, T.V., Mindlin, M.Z. & Prokopovich, N.N. Anthelmintic properties of *Cucumis melo* seeds. (1955).** *Farmakol Toksikol*, 18(5):41-43.
- Zuraini, Z., Rais, A., Yoga Latha, L., Sasidharan, S. & Xavier R. (2008).** Antioxidant activity of *Coleus Blumei*, *Orthosiphon stamineus*, *Ocimum basilicum* and *Mentha arvensis* from Lamiaceae Family. *The International Journal of Engineering Science*, 2 :93–95.