



Université Mohamed Khider de Biskra
Faculté des Sciences Exactes et Sciences de la Nature et de la vie
Département des Sciences de la Matière

MÉMOIRE DE MASTER

Domaine : Sciences de la Matière
Filière : Chimie
Spécialité : Chimie Pharmaceutique

Réf. :

Présenté et soutenu par :
SALHAOUI Imen et BENABDERRAHMANE Zakia

Le : /09/2020

Etude d'une plante médicinale : « Amarilla sacaca » criblage phytochimique, polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et flavonols totaux

Jury :

Mr.	MEGHEZZI Ahmed	Pr.	Université de Biskra	Président
Mr.	BENAKCHA Rachid	MCB	Université de Biskra	Examineur
Mme	BOUBEKRI Chérifa	MCA	Université de Biskra	Encadreur

Année universitaire : 2019/ 2020

Remerciements

On tient tout d'abord à remercier notre encadrante **Docteur Boubékri Chérifa**, pour avoir accepté de nous encadrer et de nous diriger, pour son soutien, ses encouragements ainsi que pour la confiance qu'elle nous a accordé pour la réalisation de ce travail. Nous la remercions profondément pour ses judicieux conseils, son compréhension, sa patience et sa politesse incomparable, grâce à elle on a acquis une bonne formation.

On tient particulièrement à remercier les membres du jury d'avoir accepté de juger ce modeste travail et en être les examinateurs de ce mémoire de Master.

Professeur **MEGHEZZI Ahmed**, d'avoir accepté de juger ce travail et de me faire l'honneur de présider ce jury de mémoire de master. Veuillez trouver ici le témoignage de nos profonds respects.

Docteur **BENAKCHA Rachid** d'avoir accepté de juger ce travail et de me faire l'honneur d'examiner ce travail de master. Soyez assurée de notre profonde gratitude.

Nos vifs remerciements et notre profonde gratitude s'adressent à Mme **Fettah Asma** et Mme **Laraoui Habiba** qui nous ont accompagné au début de cette recherche, pour leurs conseils avisés, pour leurs aide précieuse, leurs compétence scientifique. Merci pour le soutien, la disponibilité et la gentillesse.

On tient à remercier Mademoiselle **Guerrouf Nawel** et Mademoiselle **Haicher Hakima**, ingénieur à l'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne de la wilaya de Biskra (ITDAS) pour leur aide pour la disponibilité et la récolte de la plante, leur gentillesse, et leur compréhension.

Sans oublier de remercier tous les ingénieurs du laboratoire pédagogique de l'Université de Biskra, pour leurs aides techniques et leur disponibilité.

Enfin, nous remercions toute personne qui a participé de près ou de loin, de façon directe ou indirecte, à la réussite de ce travail pour lequel nous avons tant consacré en y mettant tout notre cœur.

Imen & Zakia

Dédicace

"je remercie le bon Dieu, tout puissant, , de m'avoir donné la force pour survivre, la compétence et le courage pour dépasser toutes les difficultés, et finaliser ce modeste travail de recherche".

Avec tout mon amour éternel et avec l'intensité de mes émotions je dédie ce travail:

*A Ma très chère mère « **Djamila** » tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.*

*A Mon cher père « **Ramdane** » rien ne peut exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai pour toi. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.*

*A Mes chers frères **Issam, Nouredine, Saber, et Mon petit cher frère Mondjed***

*A Ma jolie sœur **Assia** et son mari **Miloud***

*A Mes aimables petits neveux: **Abdeldjalil, Moatazbillah, Siradjeddine, Dhiaeddine et Takieddine**, et ma précieuse nièce **Ranim***

*A Mon fiancé **Sadam** et sa famille.*

*A Mes chères sœurs en dieu et mes fidèles amies **Dharifa, Marwa**
A Toutes mes amies, Surtout ma meilleure amie et ma binôme **Zakia** et sa famille*

A Tous mes enseignants du primaire jusqu'à l'université de m'avoir fourni les outils nécessaires à la réussite dans mes études

A Toute personne qui a participé de près ou de loin, directement ou indirectement, à la réalisation de ce travail

A tous ceux qui aiment la science

Imen

Dédicace

Louange à dieu avant tout...

Louange à dieu qui m'a donné la force et la patience pour atteindre ce niveau de connaissance...merci à dieu qui a rendu ma famille fière de moi.

Je dédie ce succès en gage de fidélité :

Aux âmes précieuses qui nous ont quittés (mon frère, ma grand-mère et mon oncle) ...la miséricorde de dieu sur eux.

*A la source de la bienveillance, du sacrifice et de l'altruisme, mon **vénérable père** ...dieu a prolongé sa vie et lui a accordé la santé et le bien-être.*

*A l'épopée de l'amour et de la joie de vivre, et à l'exemple du dévouement ma **chère mère** ...dieu l'a guérie.*

*A mes **frères**, et à ma sœur « **anfel** », mon soutien, mes bras et partager mes joies et mes peines.*

*Au grand homme à la biographie parfumée, mon cher **grand-père** ...que dieu le protège et prenne soin de lui.*

*A qui elle a passé sa vie à m'élever, ma **tante** bien-aimée ...qu'Allah soit satisfait d'elle.*

*A tous ceux qui m'aiment sincèrement. Je ne devrais pas oublier mes estimés **enseignants** qui ont joué le plus grand rôle à me soutenir et à me fournir le savoir et les sciences, dans tous les aspects de ma vie, du primaire à l'université ... en particulier mes enseignants de chimie.*

*A tous les travailleurs et étudiants en chimie pharmaceutique, en particulier ma **proportion de 2020**.*

*A mes meilleurs amies « **Hamed Ikram** » et « **Kebairi Maroua** »,*

*Je n'oublie pas celle qui a été à mes côtés pendant des mois avec un effort énorme pour réaliser ce travail satisfaisant, « **Salhaoui Imen** ».*

*A tous ceux qui ont participé pour faire de ce travail un succès, de près ou de loin, en particulier « **Chergui Fadoua Nihad** ».*

A vous tous je dédie cet humble travail, que j'espère qu'il vous satisfera.

Zakia

ملخص

يمثل هذا العمل البحثي الدراسة النوعية والكمية على نبات الكينوا من صنف «*Amarilla sacaca*»، المزروعة في منطقة بسكرة. الطرق المستخدمة هي: الاختبارات الأولية أو الفحص الكيميائي النباتي المتعلق بمركبات الايض الثانوية باستخدام الكواشف الكيميائية، والتي تعتمد على ظهور أو اختفاء اللون، الاختبار اللوني Folin-Ciocalteu لتحديد كمية الفينولات الكلية، طريقة ثلاثي كلوريد الألومنيوم لتحديد كمية الفلافونويدات الكلية وطريقة أسيتات الصوديوم لتحديد كمية الفلافونولات الكلية. تعتمد اختبارات التكميم على التحليل الطيفي المرئي للأشعة فوق البنفسجية. أجريت هذه الدراسة على مختلف أعضاء النبتة: الأوراق، والأزهار، السيقان، والجذور والبذور. تمت دراسة تأثير مذيبي الاستخلاص باستخدام مذيب قطبي (الإيثانول) ومذيب غير قطبي (الهكسان). نتائج الاختبارات الأولية التي تم الحصول عليها كانت جد معبرة. حيث أظهرت الاختلاف في تكوين الأعضاء المختلفة للنبات، فيما يتعلق بوجود مركبات الايض الثانوية والكمية، وكذلك تأثير المذيبيات (الماء والأسيتون والإيثانول والهكسان). تم الحصول على مردود استخلاص جيد بالنسبة لمستخلصات الإيثانول مقارنة بمستخلصات الهكسان. كانت نتائج تقدير البوليفينولات الكلية الفلافونويدات الكلية الفلافونولات الكلية جد معبرة وجد متغيرة حيث أظهرت الفرق بين تكوين أعضاء النبات وتأثير مذيبيات الاستخلاص.

الكلمات المفتاحية: الكينوا، «*Amarilla sacaca*»، الفحص الكيميائي النباتي، مذيبيات الاستخلاص، البوليفينولات الكلية، الفلافونويدات الكلية، الفلافونولات الكلية.

Résumé

Ce travail de recherche représente une étude qualitative et quantitative sur une espèce du quinoa ; « *Amarilla sacaca* », cultivée dans la région de Biskra. Les méthodes utilisées sont : les tests préliminaires ou criblage phytochimique sur les métabolites secondaires en utilisant les réactifs chimiques, qui sont basé sur l'apparition ou la disparition de la couleur, le test colorimétrique de Folin-Ciocalteu pour quantifier les polyphénols totaux, la méthode du trichlorure d'Aluminium pour quantifier les flavonoïdes totaux et la méthode d'acétate de sodium pour quantifier les flavonols totaux. Les tests de quantification sont basés sur la spectroscopie ultraviolette visible. Cette étude a porté sur les différents organes de la plante : feuilles, fleurs, tiges, racines et les grains. L'effet de solvants d'extraction a été étudié en utilisant un solvant polaire (éthanol) et un solvant apolaire (hexane). Les résultats du criblage phytochimiques obtenus ont été très significatifs, et ont montrés la différence dans la composition des différents organes de la plante, concernant la présence des métabolites secondaires et la quantité, ainsi que l'effet des solvants (eau, acétone, éthanol et hexane). Les meilleurs rendements d'extraction ont été obtenus pour les extraits d'éthanol par rapport à l'extrait de l'hexane. Les résultats du dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et flavonols totaux ont été très significatifs et très variables et ont montré la différence entre la composition des organes de la plante et l'effet des solvants d'extraction.

Mots clés : Quinoa, « *Amarilla sacaca* », criblage phytochimique, solvants d'extraction, polyphénols totaux, flavonoïdes totaux, flavonols totaux.

Abstract

This research work represents a qualitative and quantitative study on a species of quinoa; «*Amarilla sacaca*», cultivated in the Biskra region. The methods used are: preliminary tests or phytochemical screening on secondary metabolites using chemical reagents, which are based on the appearance or disappearance of color, the colorimetric Folin-Ciocalteu test to quantify total phenolic, the Aluminum dichloride method to quantify total flavonoids, and the sodium acetate method to quantify total flavonols. The quantification tests are based on visible ultraviolet (UV) spectroscopy. This study focused on the different organs of the plant: leaves, flowers, stems, roots and grains. The effect of extraction solvents was studied using a polar solvent (ethanol) and non-polar solvent (hexane). The results of the phytochemical screening obtained were very significant, and showed the difference in the composition of the different organs of the plant, concerning the presence of secondary metabolites and the quantities, as well as the effect of solvents (water, acetone, ethanol and hexane). The best extraction yields were obtained for the ethanol extract compared to the hexane extract. The results of the determination of total phenolic, total flavonoids and total flavonols were very significant and highly variable and showed the difference between the composition of the organs and the effect of extraction solvent.

Keywords : Quinoa, « *Amarilla sacaca* », phytochemical screening, extraction solvents, total phenolics, total flavonoïdes , total flavonols.

Liste des abréviations

- **Abs** : absorbance
- **APGIII** : l'Angiosperm Phylogeny Group (troisième version de classification botanique des angiospermes)
- **DMAPP** : Diméthylallyl-pyrophosphate
- **F.A.O**: Food and Agriculture Organization.
- **INRAA** : Institut National de Recherche Agronomique d'Algérie
- **INRF** : Institut National de Recherche Forestière
- **IPP** : Isopentényl-pyrophosphate
- **I.T.D.A.S** : Institut Technique de Développement d'Agriculture Saharienne
- **ITGC** : Institut Technique des Grandes Cultures.
- **IUPAC** : Union internationale de chimie pure et appliquée
- **PGA** : l'acide phosphoglycérique
- **Phe** : phénylalanine
- **RuBisCO** : ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase/oxygénase
- **UV-VIS** : ultra-violet visible

Liste des symboles

- **Al** : aluminium
- **AlCl₃** : chlorure d'aluminium
- **C** : carbone
- **CH₃CH₂OH** : éthanol
- **CHCl₃** : chloroforme
- **C₂H₃NaO₂** : acétate de sodium
- **C₂H₄O₂** : acide acétique
- **C₅H₈** : Isoprène
- **C₆H₁₄** : hexane
- **cm** : centimètre
- **CO₂** : dioxyde de carbone
- **FeCl₃** : chlorure ferrique
- **g** : gramme
- **H** : hydrogène
- **HCl** : Acide chlorhydrique
- **H₂O** : eau
- **H₂SO₄** : acide sulfurique
- **CoA** : coenzyme A
- **Kg** : kilogramme
- **LDL** : Lipoprotéine de basse densité
- **m** : mètre
- **M+** : effet mésomère donneur

- **M-** : effet mésomère attracteur
- **mg** : milligramme
- **mg EAG/g** : milligramme équivalent de l'acide gallique par gramme
- **mg EQ/g** : milligramme équivalent de quercitine par gramme
- **mg ER/g** : milligramme équivalent de rutine par gramme
- **ml** : millilitre
- **mm** : millimètre
- **NaOH** : hydroxyde de sodium
- **nm** : nanomètre
- **µl** : microlitre
- **R %** : rendement en pourcentage

Chapitre I : généralités sur le quinoa

Figure I. 1 : <i>Chenopodium quinoa</i> willd (<i>Amarilla sacaca</i>)	4
Figure I. 2 : Lac Titicaca.....	4
Figure I. 3 : répartition du matériel génétique de quinoa stocké dans le	6
Figure I. 4 : Carte géographique des productions mondiales du quinoa en 2013 [28].....	6
Figure I. 5 : Quelques variétés de quinoa	11
Figure I. 6 : Couleur de quinoa [41].....	12
Figure I. 7 : Plante quinoa.....	13
Figure I. 8 : Morphologie de la racine du quinoa [45]	14
Figure I. 9 : Forme de la tige principale du quinoa (coupe transversale) [35].....	14
Figure I. 10 : Forme des feuilles du quinoa [13].....	15
Figure I. 11 : Formes d'inflorescences de quinoa [13].....	16
Figure I. 12 : Fleurs hermaphrodites et femelles de quinoa [13]	16
Figure I. 13 : Forme des grains du quinoa [35].....	17
Figure I. 14 : Phénologie du quinoa [23].....	23
Figure I. 15 : Champignons affectant le quinoa	28
Figure I. 16 : Mildiou affectant le quinoa [80]	29
Figure I. 17: Bactéries affectant le quinoa	29
Figure I. 18 : Nématodes affectant le quinoa [82].....	29
Figure I. 19 : Insectes affectant le quinoa [82].....	30
Figure I. 20: (a) Larve du complexe de ticona. (b) Larve de Quinoa Moth	30

Chapitre II : principales classes des métabolites secondaires

Figure II. 1: Voies de biosynthèse des métabolites secondaires	32
Figure II. 2: Dérivés de l'acide p-hydroxybenzoïque.....	35
Figure II. 3: Acides hydroxycinnamiques.....	35
Figure II. 4: Structure de base des flavonoïdes	36
Figure II. 5: Structures des différentes classes des flavonoïdes [105]	37
Figure II. 6: Exemples de Tanins (a) hydrolysables. (b) condensés.....	38
Figure II. 7: principaux constituants de la lignine.....	39
Figure II. 8: Structure chimique de lignine [116].....	39
Figure II. 9: Structures chimiques des lignanes.(a) unité de phénylpropane C6-C3,(b) Sauriol A (lien β - β'), (c) Rufescidride	40

Figure II. 10: Quelques exemples des structures chimiques des stilbènes	40
Figure II. 11: Structure de quelques coumarines complexes. (a) Furanocoumarine.	41
Figure II. 12: Structures des saponines. (a) Ginsenoside, (b) Diosgenin, (c) Gymnemagenin.	42
Figure II. 13: Formes mésomères du Phénol	42
Figure II. 14: Effets biologiques des polyphénols.....	44
Figure II. 15 : Structure de quelques alcaloïdes vrais. (a) Hygrine, (b) Cocaine et (c) Lobélin	46
Figure II. 16: Structures de quelques pseudo-alcaloïdes.(a) Capsaïcine, (b) Noréphédrine et (c) Caféine	47
Figure II. 17: Exemple des proto-alcaloïdes	47
Figure II. 18: Molécule d'isoprène [163]	49
Figure II. 19: Classification des composés terpénique	50
Figure II. 20: Quelques exemples des stéroïdes	51
Figure III. 1: Amarilla sacaca	52
Figure III. 2: Protocole d'extraction par macération des différents	57
Figure III. 3: Protocole de dosage des polyphénols totaux	59
Figure III. 4: Réaction entre le chlorure d'aluminium et les flavonoïdes	60
Figure III. 5: Protocole de dosage des flavonoïdes totaux.....	61
Figure III. 6 : Protocole de dosage des flavonols totaux	62

Chapitre IV : Discussions des résultats

Figure IV. 1: Rendement des extraits d'éthanol des différents organes d'Amarilla sacaca.....	68
Figure IV. 2: Rendement des extraits de l'hexane des différents organes d'Amarilla sacaca...	69
Figure IV. 3 : courbe d'étalonnage de l'acide gallique	70
Figure IV. 4: Teneur en polyphénols totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'Amarilla sacaca	71
Figure IV. 5 : Teneur en polyphénols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'Amarilla sacaca	72
Figure IV. 6: courbe d'étalonnage de la rutine	74
Figure IV. 7: Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'Amarilla sacaca	75
Figure IV. 8: Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'Amarilla sacaca	76
Figure IV. 9: courbe d'étalonnage de la quercétine	78

Figure IV. 10:Teneur en flavonols totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'Amarilla sacaca	79
Figure IV. 11:Teneur en flavonols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'Amarilla sacaca	80

Chapitre I : généralités sue le quinoa

Tableau I. 1 : Classification scientifique du quinoa [13].....	8
Tableau I. 2 : Les noms les plus fréquents du quinoa selon le pays [36]	9
Tableau I. 3 : Exigences de température et d'humidité selon les groupes.....	19
Tableau I. 4 : Phénologie d'Amarilla sacaca [64].....	24
Tableau I. 5 : Teneurs en macronutriments du quinoa et d'autres aliments	25

Chapitre II : principales classes des métabolites secondaires

Tableau II. 1: Principales classes de composés phénoliques [98].....	34
Tableau II. 2: Activités des composés phénoliques [141]	45

Chapitre III : Méthodes et Matériels

Tableau III. 1 : Réactifs chimiques	53
Tableau III. 2: Matériels du laboratoire	54

Chapitre IV : Discussions des résultats

Tableau IV. 1: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits d'éthanol, des différents organes d'Amarilla sacaca	63
Tableau IV. 2: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'hexane, des différents organes d'Amarilla sacaca	64
Tableau IV. 3: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'acétone, des différents organes d'Amarilla sacaca	65
Tableau IV. 4: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'eau, des différents organes d'Amarilla sacaca	67
Tableau IV. 5: Rendement des extraits d'éthanol des différents	68
Tableau IV. 6: Rendement des extraits de l'hexane des différents.....	69
Tableau IV. 7: Absorbances de la gamme de concentration d'acide gallique.....	70
Tableau IV. 8:Teneur en polyphénols totaux dans les extraits éthanoliques	71
Tableau IV. 9:Teneur en polyphénols totaux dans les extraits de l'hexane	72
Tableau IV. 10:Teneur en polyphénols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante Amarilla sacaca	73
Tableau IV. 11:Absorbances de la gamme de concentration de la rutine	74

Tableau IV. 12:Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits éthanoliques	75
Tableau IV. 13:Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits de l'hexane	76
Tableau IV. 14:Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante Amarilla sacaca	77
Tableau IV. 15:Absorbances de la gamme de concentration de la quercétine	78
Tableau IV. 16:Teneur en flavonols totaux dans les extraits éthanoliques	79
Tableau IV. 17: Teneur en flavonols totaux dans les extraits de l'hexane.....	80
Tableau IV. 18:Teneur en flavonols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante Amarilla sacaca.....	81

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des Symboles

Liste des Figures

Liste des Tableaux

INTRODUCTION GENERALES

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : GENERALITES SUR LE QUINOA

I.1. Introduction	3
I.2. Historique	4
I.3. Production et distribution géographique.....	5
I.3.1. Dans le monde	7
I.3.2. Dans l'Algérie	7
I.4. Ecophysiologie de quinoa.....	7
I.4.1. Etude botanique.....	7
a. Classification scientifique.....	7
b. Description botanique.....	8
I.4.2. Etude morphologique.....	10
a. Classification morphologique	10
b. Description morphologique	12
I.4.3. Appareil végétal	13
a. Plante	13
b. Racine	13
c. Tige.....	14
d. Feuille.....	14
e. Ramifications.....	15
f. Fleur.....	15
g. Graines (fruits).....	17

I.5. Écotype.....	17
I.5.1. Quinoa des zones situées au niveau de la mer	17
I.5.2. Quinoa des vallées arides et des vallées humides.....	18
I.5.3. Quinoa des zones tropicales.....	18
I.5.4. Quinoa des « Salares »	18
I.5.5. Quinoa des hauts plateaux	18
I.6. Biologie reproductive.....	19
I.7. Etude physiologique.....	19
I.8. Etude phénologique.....	20
a. Levée.....	21
b. Deux feuilles vraies.....	21
c. Quatre feuilles vraies.....	21
d. Six feuilles vraies.....	21
e. Ramification.....	21
f. Début de formation de la panicule.....	21
g. Panicule.....	22
h. Début de floraison.....	22
i. Floraison.....	22
j. Grain laiteux.....	22
k. Grain pâteux.....	22
l. Maturité physiologique.....	22
I.9. Phénologie d’Amarilla sacaca.....	23
I.10. Valeur nutritive du quinoa.....	24
I.11. Période et conditions de culture du quinoa.....	25
I.12. Récolte de quinoa.....	25
I.13. Conservation de quinoa.....	26
I.14. Utilisation de quinoa.....	26
I.14.1. Alimentation humaine.....	26
I.14.2. Industrie alimentaire.....	26
I.14.3. Alimentation animale.....	27
I.14.4. Utilisation médicinale.....	27
I.14.5. Utilisation pharmaceutique.....	27
I.14.6. Autre utilisation.....	27

I.15. Maladies et ravageurs de quinoa.....	28
I.16. Année internationale de quinoa.....	30

CHAPITRE 2 : PRINCIPALES CLASSES DE METABOLITES SECONDAIRES

II.1. Introduction.....	31
II.2. Définition et fonction de métabolites secondaires.....	31
II.3. Biosynthèses des métabolites secondaires.....	31
II.4. Classifications des métabolites secondaires.....	32
II.4.1. Composés phénoliques.....	32
II.4.1.1. Définition.....	32
II.4.1.2. Localisation.....	33
II.4.1.3. Biosynthèse des polyphénols.....	33
a. Voie du Shikimate.....	33
b. Voie de l'acétate.....	33
II.4.1.4. Les principales classes des composés phénoliques.....	33
II.4.1.4.1. Acides phénoliques (C ₆ -C ₁ ou C ₆ -C ₃)	34
II.4.1.4.2. Flavonoïdes (C ₆ -C ₃ -C ₆)	36
II.4.1.4.3. Tanins.....	38
II.4.1.4.4. Lignines (C ₆ -C ₃) _n et Lignanes (C ₆ -C ₃) ₂	38
II.4.1.4.5. Stilbènes (C ₆ -C ₂ -C ₆)	40
II.4.1.4.6. Coumarines(C ₆ -C ₃)	41
II.4.1.4.7. Saponines.....	41
II.4.1.5. Intérêt des composés phénoliques.....	42
II.4.1.5.1. Propriétés chimiques des polyphénols.....	42
II.4.1.5.2. Effet physiologique.....	43
II.4.1.5.3. Effet technologique.....	43
II.4.1.5.4. Effet biologique, pharmacologique et thérapeutique.....	43
II.4.1.5.5. Importance nutritionnelle des polyphénols.....	45
II.4.2. Composés azotés ou alcaloïdes.....	46
II.4.2.1. Définition.....	46
II.4.2.2. Classification des alcaloïdes.....	46
a. Selon l'origine biosynthétique.....	46
b. Selon leur composition chimique et structure moléculaire.....	47

II.4.2.3. Propriétés pharmacologiques des alcaloïdes.....	48
II.4.2.4. Propriétés physico-chimiques des alcaloïdes.....	48
II.4.3. Terpénoïdes et stérols.....	49
II.4.3.1. Terpénoïdes.....	49
II.4.3.1.1. Définition.....	49
II.4.3.1.2. Classification des terpènes.....	49
II.4.3.2. Stérols.....	50
II.4.3.3. Intérêts des terpènes et stérols.....	51

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE III : MATERIELS ET METHODES

III.1. Matériels.....	52
III.1.1. Matière végétale.....	52
III.1.2. Echantillonnage.....	52
III.1.3. Réactifs chimiques.....	53
III.1.4. Matériels du laboratoire.....	53
III.1.5. Appareillage.....	54
III.2. Méthodes.....	54
III.2.1. Séchage et broyage.....	54
III.2.2. Criblage phytochimique.....	54
III.2.2.1. Préparation des extrait.....	55
III.2.2.2. Tests phytochimiques.....	55
III.2.2.2.1. Recherche des flavonoïdes.....	55
III.2.2.2.2. Recherche des tannins.....	55
III.2.2.2.3. Recherche des coumarines.....	55
III.2.2.2.4. Recherche des saponines.....	55
III.2.2.2.5. Recherche des sucres réducteurs.....	56
III.2.2.2.6. Recherche des glycosides.....	56
III.2.2.2.7. Recherche des stérols et terpènes.....	56
III.2.2.2.8. Recherche des alcaloïdes.....	56
III.2.3. Extraction et dosage des composés phénoliques.....	57
III.2.3.1. Extraction par macération.....	57

III.2.3.2. Détermination du rendement d'extraction.....	58
III.2.3.3. Quantification des composés phénoliques.....	58
III.2.3.3.1. Dosage des polyphénols totaux.....	58
III.2.3.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux.....	59
III.2.3.3.3. Dosage des flavonols totaux.....	61

Chapitre IV : RESULTATSET DISCUSSIONS

IV.1. Criblage phytochimique.....	63
IV.1.1. Criblage phytochimique pour les extraits d'éthanol.....	63
IV.1.2. Criblage phytochimique pour les extraits de l'hexane.....	64
IV.1.3. Criblage phytochimique pour les extraits de l'acétone.....	65
IV.1.4. Criblage phytochimique pour les extraits de l'eau.....	66
IV.2. Rendement de l'extraction par macération.....	68
IV.3. Analyse quantitative des composés phénoliques.....	70
IV.3.1. Teneurs en polyphénols totaux.....	70
IV.3.2. Teneurs en flavonoïdes totaux.....	74
IV.3.3. Teneurs en flavonols totaux.....	78
CONCLUSION GÉNÉRALE.....	83

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

INTRODUCTION
GENERALE

Depuis des milliers d'années, l'homme a utilisé diverses ressources trouvées dans son environnement afin de traiter et de soigner toutes sortes de maladies [1]. Dans le monde, près de 80% de la population ont recours aux plantes médicinales parce que les plantes ont pu démontrer une réelle efficacité [2]. Les plantes médicinales restent encore le premier réservoir de nouveaux médicaments. Elles sont considérées comme source de matière première essentielle pour la découverte de nouvelles molécules nécessaires à la mise au point de futurs médicaments [3].

Les propriétés médicinales des plantes sont dues aux composés actifs. Les plantes synthétisent de nombreux composés appelés métabolites primaires qui sont indispensables à leur existence. Ceux-ci englobent les protéines, les lipides et les hydrates de carbone qui servent à la subsistance et à la reproduction, non seulement de la plante elle-même mais encore aux animaux qui s'en nourrissent. De plus, les plantes synthétisent une gamme extraordinaire de composés appelés métabolites secondaires [4]. Les métabolites secondaires font l'objet de nombreuses recherches basées sur les cultures *in vivo* et *in vitro* des tissus végétaux. Ceci est notamment le cas des polyphénols végétaux qui sont largement utilisés en thérapeutique [5]. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois) et ils sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques. L'étude de la chimie des plantes est toujours d'une brûlante actualité malgré son ancienneté. Cela tient principalement au fait que le règne végétal représente une source importante d'une immense variété de molécules bioactives [6].

Les métabolites secondaires sont aussi très exploités par l'homme dans les différents domaines : dans le domaine culinaire comme colorants et arômes, dans le domaine agricole comme herbicides et dans le domaine médical comme antibiotiques, antioxydants, drogues...etc. [7,8]. Les molécules du métabolisme secondaire des plantes appartiennent à des familles chimiques très diverses telles que les alcaloïdes, les phénols, les flavonoïdes, les terpénoïdes, et les stéroïdes [9].

Notre travail de recherche concerne d'un côté l'évaluation qualitative de la composition chimique de la plante en faisant un criblage phytochimique, et d'un autre côté l'estimation quantitative des teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et flavonols totaux des deux extraits (l'extrait d'éthanol et l'extrait de l'hexane) des différents organes d'une espèce de *Chenopodium quinoa* willd cultivée dans la région de Biskra (*Amarilla sacaca*).

Le quinoa est dépourvu de gluten, faisant de lui un aliment précieux pour les personnes souffrantes de la maladie cœliaque dont le régime restrictif et le manque de choix dans leur alimentation entraîne souvent des carences alimentaires. Par ailleurs, les graines sont particulièrement riches en glucides avec une forte proportion en amidon, dont les caractéristiques physico-chimiques et fonctionnelles permettent des applications non-alimentaires comme les industries pharmaceutiques ou de textile.

Ce travail de recherche est divisé en deux grandes parties : partie bibliographie et partie expérimentale.

La partie bibliographie de ce manuscrit inclue deux chapitres :

- Dans le premier chapitre nous nous sommes intéressés à cités des connaissances bibliographiques concernant le *Chenopodium Quinoa* Willd et l'espèce *Amarilla sacaca*.
- Le deuxième chapitre, a été consacré à une étude bibliographique sur les principales classes des métabolites secondaires, leurs biosynthèses, leur classification, leurs propriétés chimiques, leurs effets biologiques et leurs importances.

La partie expérimentale inclue deux chapitres :

- Le premier chapitre expérimental, est consacré aux matériel et méthodes utilisés incluant le criblage phytochimique, solvants utilisés, méthode d'extraction, ainsi que les dosages des différents composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et flavonols totaux) présents au niveau des différents organes de la plante.
- Le deuxième chapitre expérimental regroupe tous les résultats obtenus dans cette étude et leurs interprétations.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

I. GENERALITES
SUR LE QUINOA

I.1. Introduction

Le quinoa (*Chenopodium quinoa Willd.*) est un mot d'origine quechua en espagnole [10] désignant une plante herbacée annuelle de la famille des *Chenopodiaceae*, originaire des Andes d'Amérique du sud [11]. Les Incas ont appelé le quinoa "le grain mère" bien qu'il ne soit pas un grain du tout, mais techniquement une graine [12]. Elle se distingue par sa grande capacité d'adaptation aux conditions écologiques difficiles, elle a été domestiquée par les peuples autochtones pendant des milliers d'années [13]. C'est l'un des aliments complets et équilibrés qui existe sur leur territoire en raison de la teneur en vitamines, acides aminés, acides gras insaturés (oméga 3, 6 et 9), minéraux et protéines variant entre 12 et 21,3% [14].

C'est une pseudo-céréale, plutôt qu'une véritable céréale, puisqu'elle appartient à la famille des *Chénopodiacées* et non à celle des *Poacées* [15,16]. Le quinoa est cultivée depuis le niveau de la mer jusqu'à près de 4000 m d'altitude sur les hauts plateaux de la cordillère des Andes, étant l'un des principales cultures céréalières fournissant des aliments hautement nutritifs pour les agriculteurs, ce qui peut donner au quinoa un rôle clé dans l'avenir, car il est étroitement lié à des espèces telles que la betterave, l'épinard et l'amarante [17].

Parce qu'il bénéficie de la capacité de production contre des facteurs défavorables tels que les gelées, les sécheresses et les maladies qui actuellement, dans la zone andine, sont plus intenses en raison de l'augmentation des températures extrêmes et de la saisonnalité des précipitations qui sont des conditions à considérer dans les propositions technologiques. En ce sens, l'INIA a généré une nouvelle alternative technologique au quinoa, développée par le Programme National d'Innovation Agricole dans les cultures productrices, c'est la variété dénommée INIA 427 – *Amarilla sacaca*, avec une bonne caractéristique de productivité, de santé et d'adaptation [14]. La figure I.1 représente la variété *Amarilla sacaca* cultivée dans la zone de Biskra.



Figure I. 1 : *Chenopodium quinoa willd* (Amarilla sacaca)

I.2. Historique

Le quinoa (*Chenopodium quinoa willd*) est originaire de la région des Andes, qui est le berceau des grandes civilisations [18] et plus précisément des alentours du lac Titicaca, entre le Pérou et la Bolivie (Figure I.2).



Figure I. 2 : Lac Titicaca

Le quinoa constituait un aliment de base des populations précolombiennes entre 3000 et 5000 ans avant J.-C. [19]. Il a été traditionnellement cultivé sur les hauts plateaux des Andes, dans les champs en terrasses de la Bolivie, de l'Équateur et du Pérou. Les premières cultures

du quinoa datent de plus de 5000 ans avant notre ère, dans les hauts plateaux d'Amérique du Sud. Lorsque les conquistadors espagnols sont arrivés en Amérique, ils n'ont pas apprécié le quinoa à cause de sa teneur en grande quantité en saponine [20]. Des traces de quinoa ont été retrouvées dans des tombes de Tarapacá, Calama et Arica au Chili, ainsi que dans différentes régions du Pérou [13]. A l'époque de l'arrivée des Conquistadors, le développement technique du quinoa était bien avancé et réparti sur tout le territoire Inca et au-delà [21]. Dans ses commentaires royaux, Garcilaso de la Vega décrit le quinoa comme une des secondes céréales cultivées sur terre, ayant un aspect similaire au mil ou au riz à grains courts. Il rapporte également la première expédition des graines vers l'Europe, qui parviennent malheureusement mortes à destination, et donc incapables de germer, probablement à cause de la forte humidité subie durant la traversée [22].

Au XVI^e siècle, la culture et l'utilisation du quinoa ont considérablement diminué en raison de l'introduction de cultures européennes (blé et orge) [23]. A la seconde moitié du XX^e siècle, Le quinoa est devenu un produit alimentaire populaire notamment dans l' Europe et en Amérique du Nord, Le nombre de pays le cultivant a augmenté de 8 en 1980 à 95 en 2015 ,en plus que le nombre des centres de recherches qui étudient la culture de quinoa et effectuant des expériences à augmenter [24]. Aujourd'hui, la consommation et la culture du quinoa sont répandues aux États-Unis, au Canada et même en Europe. Les Nations unies ont déclaré l'année 2013, comme étant l'année internationale du quinoa.

I.3. Production et distribution géographique

Le quinoa peut être considéré comme une espèce oligocentrique avec un large centre d'origine et une diversification multiple [25]. L'aire de répartition géographique du quinoa s'étend du 5 degré de latitude Nord, en Colombie méridionale à 43degré de latitude Sud, dans la dixième région du Chili. Son aire de répartition va du niveau de la mer à 4000 mètres. Il est cultivé dans les hauts plateaux du Chili, du Pérou et de la Bolivie, il existe des variétés de quinoa de littoral, de vallée et de montagne [18].

Selon les adaptations développées, environ 3000 variétés de quinoa, sauvages ou cultivées, ont pu être regroupées en cinq catégories ou écotypes [26,27]. La figure I.3 représente la répartition du matériel génétique de quinoa stocké dans le département de l'une des universités du Pérou.

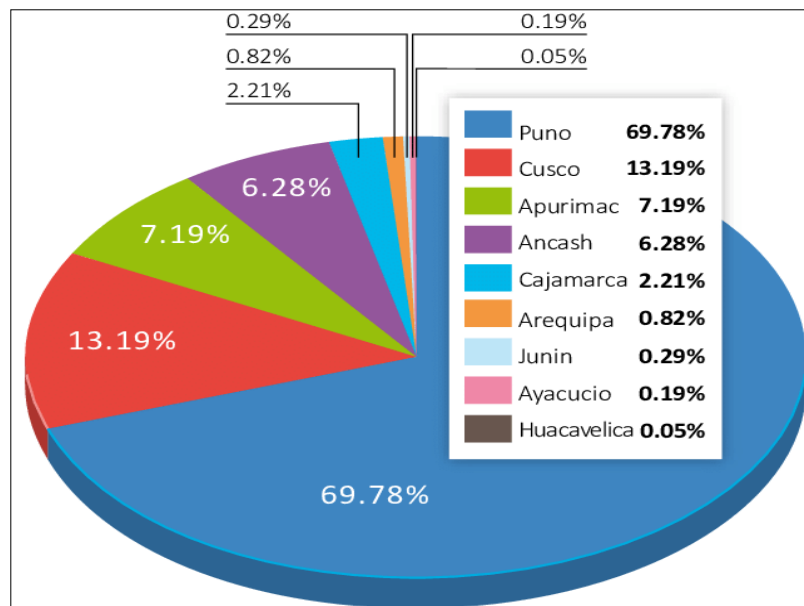


Figure I. 3 : répartition du matériel génétique de quinoa stocké dans le Département de l'une des universités du Pérou [28]

D'après la bibliographie [29], durant la période 1992–2010, la production totale de quinoa dans les principaux pays producteurs tel que la Bolivie, le Pérou et l'Équateur a quasiment doublé et triplé [22]. La culture du quinoa est en pleine expansion et elle est désormais pratiquée dans plus de 70 pays, dont la France, l'Angleterre, la Suède, le Danemark, la Hollande et l'Italie. Elle s'est aussi bien développée au Kenya, en Inde et aux États-Unis [29], (figure I.4).

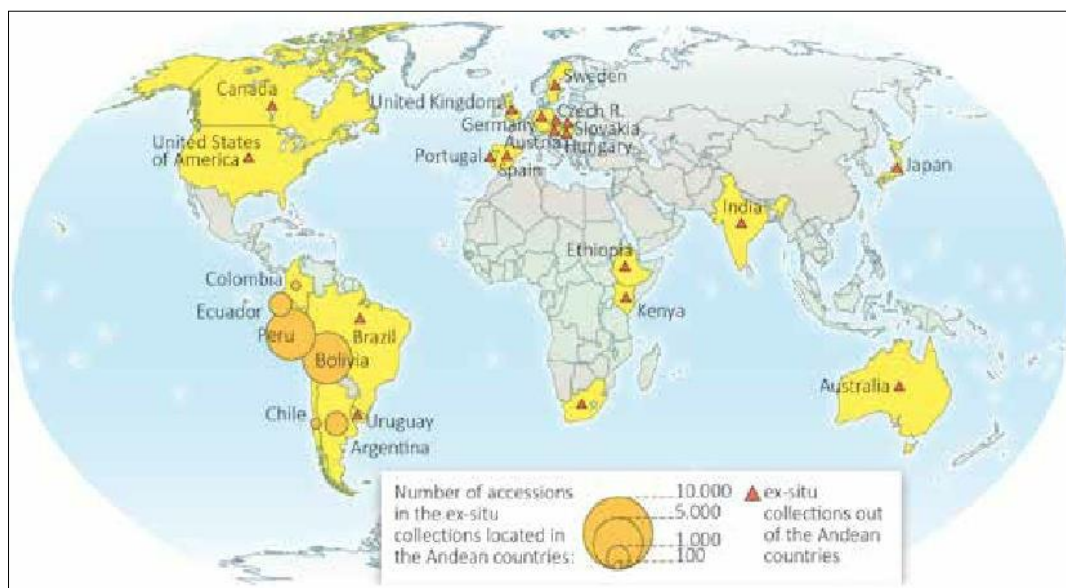


Figure I. 4 : Carte géographique des productions mondiales du quinoa en 2013 [28]

I.3.1. Dans le monde

Le quinoa occupe une superficie d'environ 99.313 ha dans le monde, et la production était de 78.025 tonnes en 2010. La Bolivie et le Pérou sont les principaux producteurs (figure I.4). La Bolivie est le principal producteur du quinoa en termes de superficie, qui est de l'ordre de 63.010 ha avec une production d'environ 36.106 tonnes alors que le Pérou produit plus de 41.000 tonnes sur une superficie d'environ 35.313 ha (rendement plus élevé au Pérou), ces pays assuraient 92% de la production de quinoa dans le monde, suivis des États-Unis, de l'Équateur, de l'Argentine et du Canada qui représentent environ 8% de la production mondiale [29].

I.3.2. Dans l'Algérie :

L'introduction de la culture du quinoa en Algérie s'est faite en 2014. Elle est cultivée à titre expérimental dans huit sites appartenant à quatre institutions ayant différentes caractéristiques agro-écologique. ITDAS (Biskra et El-oued), INRAA (Adrar et Ghilizane), ITGC (Sétif, Tiaret et Guelma) et INRF (Alger). Selon le rapport de FAO 2016 [30], la culture du quinoa en Algérie peut servir à ouvrir de grandes perspectives de développement. En effet, l'intérêt de cette plante réside dans sa capacité de résistance face à des conditions climatiques extrême (sécheresse, pauvreté des sols, salinité) lui conférant une grande efficacité dans la lutte contre la désertification tout en donnant des rendements acceptables.

I.4. Ecophysiologie de quinoa

On entend par écotype l'ensemble des variétés d'une espèce donnée qui ont développé des adaptations morphologiques et physiologiques particulières à l'écosystème dans lequel vit le quinoa, sans pour autant qu'il y ait de changement dans leur matériel génétique, et qui se transmettent à leur descendance [31].

I.4.1. Etude botanique :

a. Classification scientifique :

Le quinoa est une plante dicotylédone angiosperme de la famille des Chenopodiaceae qui contient environ 250 espèces. On connaît environ 1800 variétés de quinoa [32]. Depuis 2009, une nouvelle classification dite phylogénétique (APG III) range le quinoa dans la famille des Amaranthaceae, mais nous continuerons de nous référer à la classification de Cronquist [33] (tableau I.1).

Tableau I. 1 : Classification scientifique du quinoa [13]

Classification de Cronquist (1981)	
Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsidae
Sous-classe	Caryophyllidae
Ordre	Caryophyllales
Famille	Chenopodiaceae
Genre	Chenopodium
Classification APG III (2009)	
Ordre	Caryophyllales
Famille	Amaranthaceae
Nom binomial	
Chenopodium quinoa Willd., 1798	

b. Description botanique :

Le nom botanique complet du quinoa, *Chenopodium quinoa* Willd., inclut l'abréviation de l'auteur correspondant à **Carl Ludwig von Willdenow** (1765-1812). On doit à ce botaniste et pharmacien allemand l'étude de nombreuses plantes, dont le quinoa qu'il décrivit le premier en 1797 dans son ouvrage scientifique "species plantarum" en indiquant qu'il s'agissait d'une espèce originaire d'Amérique du Sud. Cette notion fut ensuite précisée en situant son centre d'origine dans les Andes péruviennes et boliviennes, autour du lac Titicaca [13].

Le nombre chromosomique de base de quinoa est $x = 9$ et leur somatique le nombre de chromosomes est $2n = 4x = 36$ [18,34].

Le quinoa possède d'excellentes caractéristiques intrinsèques, parmi lesquelles sa grande variabilité génétique. Son patrimoine génétique est particulièrement stratégique pour développer des variétés supérieures [35].

Le quinoa à plusieurs noms communs utilisés dans les Andes selon la langue ou la région, le tableau I.2, regroupe les noms les plus fréquents, selon le pays :

Tableau I. 2 : Les noms les plus fréquents du quinoa selon le pays [36]

Pays, langue	Nom
Équateur, Pérou (Quechua)	Kiuna, quinua, parca
Bolivie(Aymara)	Supha, jopa, jupha, jaura, jiura, aara, ccallapi, vocali
Colombie(Chibcha)	Suba, supha, pasca
Chili (Mapuche)	Quinhua

Chenopodiaceae constituent une grande famille qui comprend environ 1500 espèces réparties en une centaine de genres, poussant dans les régions tempérées et subtropicales du monde entier. Il s'agit principalement de plantes herbacées vivaces ou annuelles, plus rarement d'arbres et d'arbustes, qui sont généralement halophytes ; c'est-à dire qu'ils ont la particularité de s'adapter aux milieux salés par divers mécanismes. Les familles des *Chenopodiaceae* regroupent des espèces d'usage industriel, horticole, fourragère et alimentaire, en plus des spécimens préjudiciables pour les cultures (mauvaises herbes).

Au sein de cette famille, le quinoa appartient au genre *Chenopodium*, qui présente une large distribution mondiale et dont le nombre d'espèces n'a pas cessé d'évoluer au cours de la domestication des cultures (modifications morphologiques et physiologiques sous l'influence

de l'environnement, sélection de nouvelles variétés, manipulations génétiques...). Si le nombre de 250 espèces a été annoncé il y a une quarantaine d'années [37]. Les *Amaranthaceae* (Amaranthacées) sont une famille de plantes dicotylédones de l'ordre des *Caryophyllales*. Cette famille comprend plus de 800 espèces réparties en environ 75 genres. Ce sont des arbustes ou des plantes herbacées, des régions tempérées à tropicales, largement répandues.

En France, la famille des *Amaranthaceae* est représentée par le genre *Amaranthus*, les amarantes ou amarantes, qui comprend des plantes ornementales (amarante queue-de-renard), des plantes cultivées (betterave) ou qui sont des adventices indésirables dans les cultures, ainsi que par des salicornes. Pour la classification phylogénétique, certaines de genres des *Chenopodiaceae* sont inclus dans cette famille. La plupart des espèces d'*Amaranthaceae* sont des plantes herbacées annuelles ou vivaces ou des sous-arbrisseaux, certaines sont des arbustes [38].

On distingue principalement deux grandes familles de quinoa : le quinoa « amargua » (=amer) et « dulce » (=doux). La première, traditionnellement cultivée dans les Andes depuis plus de 5000 ans nécessite un lavage et scarification des grains à cause de la teneur en saponine de l'enveloppe (amère et présentant un certain taux de toxicité). Il s'agit de la variété principalement exportée en occident par le biais du commerce équitable. La « dulce » est issue de sélections variétales plus récentes contient peu ou pas de saponine [39].

I.4.2. Etude morphologique

a. Classification morphologique :

Les premières classifications du quinoa prenaient en compte la couleur de la plante et des fruits (figure I.5), parfois même la forme du fruit ou le goût des grains. L'une des premières classifications a décrit quatre espèces de quinoa : *Chenopodium album*, caractérisé par des grains doux ; *Chenopodium pallidus* aux grains amers ; *Chenopodium ruber* aux grains rouges et *Chenopodium niger* aux grains noirs [40].



Figure I. 5 : Quelques variétés de quinoa

La morphologie du quinoa varie selon les génotypes et les zones agro écologiques où on le cultive. D'importantes variations peuvent être trouvées dans la couleur de la plante (figure I.6) et des grains, le type d'inflorescence et l'adaptabilité aux conditions du milieu. Selon des recherches antérieures [33]. La morphologie de la plante a une importance spéciale pour l'identification des variétés de quinoa, essentielle pour le producteur puisqu'associée à des caractéristiques fondamentales telles qu'une résistance plus élevée à la grêle. Tous les caractères morphologiques n'ont pas la même valeur pour la classification. Les principaux sont d'une part la couleur, le port de la plante et la morphologie des feuilles, d'autre part le type d'inflorescence, la taille et la couleur des graines [23].



Figure I. 6 : Couleur de quinoa [41]

b. Description morphologique :

Le quinoa est une plante annuelle de printemps, qui atteint une hauteur comprise entre 0,5 et 3 m, la hauteur la plus fréquente étant de 1 m à 1,5 m. Son degré de ramification est contrôlé par des facteurs génétiques et environnementaux. Les couleurs communes du quinoa sont le vert, le violet et le rouge. Les plantes vertes peuvent devenir blanches, jaunes, oranges ou rouges à maturité, les violettes peuvent devenir jaunes ou rester violettes, et les rouges restent rouges tout au long du cycle [42].

Dans des conditions optimales de température et d'humidité, les grains germent en une dizaine d'heures environ [43] et au champ, les cotylédons apparaissent généralement vers le 7^{ème} jour après l'émergence. La croissance racinaire est en rapport étroit avec celle de la partie aérienne, des plantes exceptionnelles atteignant 1,70 m de hauteur et développent des racines de 1,50 m [40,44].

Les caractères morphologiques du port de la plante (ramification), de la forme de l'inflorescence (amaranthiforme ou glomériforme), de la feuille et du grain sont les plus constants pour sa classification taxonomique. En revanche, la hauteur de la plante, sa couleur et celle du grain, sont des caractéristiques beaucoup plus variables, par conséquent, sont moins fiables pour la classification des variétés [40].

I.4.3. Appareil végétal :

a. Plante :

La plante (figure I.7) possède un port érigé avec des hauteurs qui varient entre 30 et 300 cm. Ces différences de hauteurs varient en fonction de plusieurs paramètres : le type de quinoa, types de génotypes, des conditions environnementales où elle croît, de la fertilité des sols. Par exemple celles qui poussent dans les vallées ont plus de hauteur que celles qui poussent au-dessus de 4000 m et celles qui poussent dans des zones abritées et fertiles atteignent des hauteurs plus élevées que celles cultivées dans des zones froides. la couleur prédominante de la plante est verte mais chez les plantes adultes, les couleurs de base sont rouges, pourpres et vertes, selon le génotype [10].

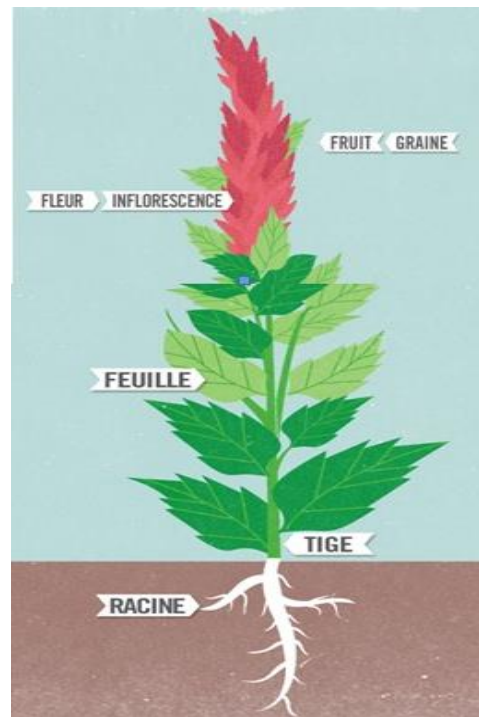


Figure I. 7 : Plante quinoa

b. Racine :

Le quinoa possède un système racinaire pivotant, vigoureux, profond, assez ramifié et fibreux, qui pourrait lui donner résistance à la sécheresse et une bonne stabilité. Pendant la germination, la première chose qui commence à s'allonger est la radicule. Elle continue à croître et conduit à la racine (figure I.8), atteignant en cas de sécheresse jusqu'à 1.80 cm de profondeur. La profondeur des racines est étroitement liée à la hauteur de la plante [45].

La croissance racinaire est en rapport étroit avec celle de la partie aérienne, et des plantes exceptionnelles atteignant 1,70 m de hauteur ont développé des racines de 1,50 m [40] [44]. Ce système racinaire profond et ramifié pourrait être une des raisons expliquant la résistance du quinoa à la sécheresse.

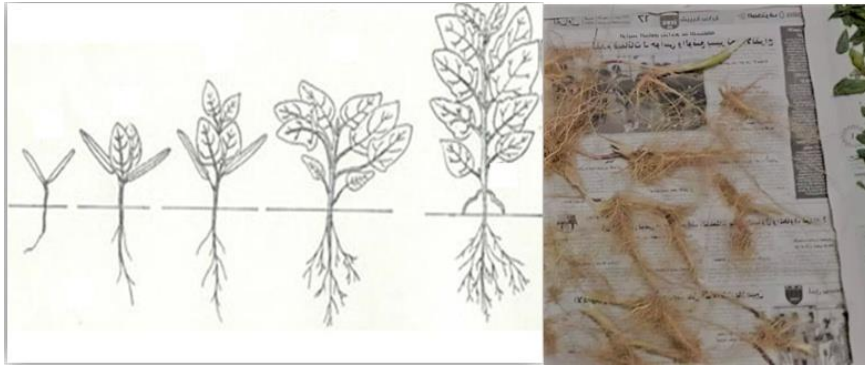


Figure I. 8 : Morphologie de la racine du quinoa [45]

c. Tige

La tige de quinoa a une taille comprise entre 0.5 et 1.5 m selon la variété et les conditions de croissance [10]. La tige (figure I.9), cylindrique au niveau du collet et anguleuse plus haut, contient une moelle de texture tendre chez les jeunes plantes, devenant spongieuse et creuse à maturité, avec une écorce ferme et compacte, dont la résistance à la grêle semble dépendre de la variété. Elle peut être blanche ou jaune ou marron clair à rouge [46]. Le diamètre de la tige est variable avec les géotypes, la distance de plantation, la fertilisation, les conditions de culture, variant de 1 à 8 cm de diamètre [45].

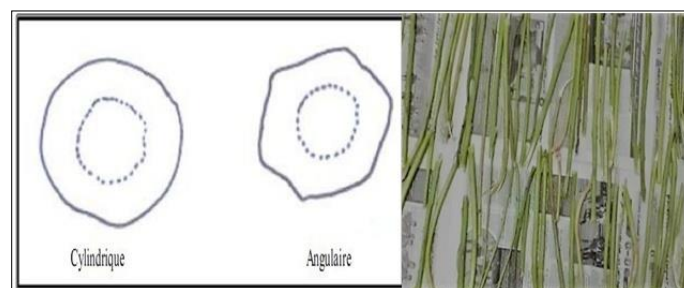


Figure I. 9 : Forme de la tige principale du quinoa (coupe transversale) [35]

d. Feuille

Les feuilles d'une même plante (figure I.10) sont polymorphes, celles de la tige principale étant plus longues que celles des ramifications [35]. Les feuilles inférieures sont triangulaires ou rhomboïdales, de grande taille, pouvant atteindre 15x12 cm. Les feuilles supérieures sont

lancéolées et plus petites, certaines ne dépassant pas 1 cm de long sur 2 mm de large au sommet de la plante[42,45]. Les feuilles alternes, ont un limbe en forme de losange, de triangle ou lancéolé, plat ou onduleux, charnu et tendre, Ils sont dentés, avec jusqu'à 43 dents sur leurs bords [10]. La couleur des feuilles varie selon les génotypes, elles sont généralement vertes lorsqu'elles sont jeunes puis elles virent au jaune, rouge ou violet. Elles présentent des adaptations morphologiques variées qui les aident à résister à la sécheresse pendant la croissance [13].

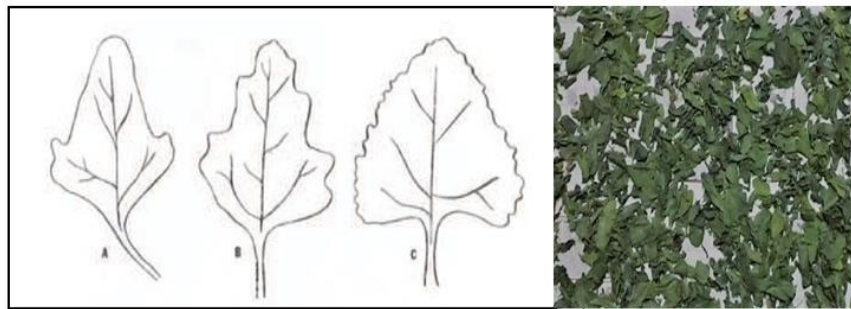


Figure I. 10 : Forme des feuilles du quinoa [13]

e. Ramifications

Les ramifications prennent leur origine aux aisselles de chaque feuille de la tige. Leur longueur peut varier entre quelques centimètres et la même longueur que la tige principale, en fonction de la variété et des conditions de culture. Il existe des variétés qui ramifient et d'autres pas. Cela dépend toutefois de la densité de plantation, puisqu'à faible densité même les variétés simples pourront présenter quelques ramifications [23]. Selon le développement de la ramification, on trouve: des génotypes très ramifiés (quinoa des vallées), et parfois même à partir de la base (quinoa du niveau de la mer) tandis que d'autre présentent une tige unique (quinoa des hautes plaines) [10].

f. Fleur

La variabilité dans la coloration des plants n'est pas due qu'à la tige et aux feuilles, mais également à un large spectre de couleurs présent dans l'inflorescence et qui évolue au cours de la maturation des grains de quinoa. L'inflorescence du quinoa est une panicule constituée d'un axe principal duquel émergent des axes secondaires et tertiaires [47](figure I.11). Le quinoa présente des fleurs hermaphrodites disposées en inflorescences en grappes, considérées comme de faux épis (panicules). Dans l'étape reproductrice du cycle du quinoa, l'inflorescence est terminale et de longueur variable. Il en existe deux types principaux : glomériforme et

amaranthiforme selon [48]. Chez le type amaranthiforme, les glomérules (ramifications courtes portant un groupe de fleurs ou de grains) sont insérés directement sur les axes de second ordre, alors que chez le type glomérulaire, ils sont insérés sur les axes de troisième ordre [33,49]. Ces deux types d'inflorescence peuvent être plus ou moins compacts selon la longueur des axes secondaires et tertiaires et des pédicelles, mais les glomérulaires ont de toute façon toujours une apparence beaucoup plus compacte que les amaranthiformes [42]. La longueur de la panicule est variable selon les variétés et les conditions environnementales, pouvant atteindre 30 à 80 cm de long avec un diamètre de 5 à 30 cm. Le nombre de glomérules par panicule varie de 80 à 120, et celui de grains par glomérule de 100 à 3000 [45].

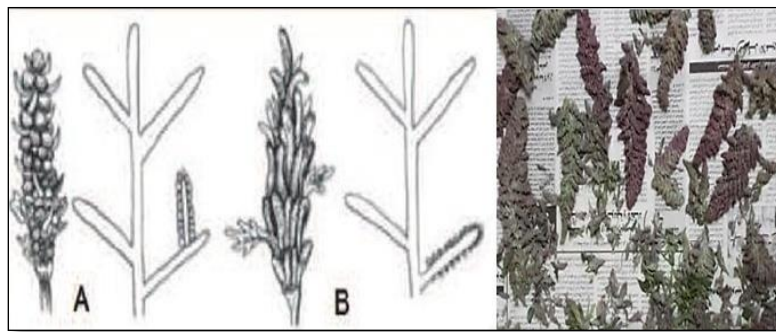


Figure I. 11 : Formes d'inflorescences de quinoa [13]

En général, le quinoa est une espèce autogame, avec environ 10 % de pollinisation croisée [50]. Cependant, dans quelques variétés, l'allogamie atteint jusqu'à 80 %, ce qui est expliqué par la rareté des fleurs pistillaires [44]. Les fleurs du quinoa sont petites et incomplètes, ne possédant pas de pétale, et peuvent être femelles ou hermaphrodites. Les fleurs hermaphrodites (figure I.12) font de 2 à 5 mm, ont un périanthe sépaloïde constitué de cinq sépales, un pistil et un stigmate à cinq étamines. Les fleurs femelles, composées uniquement d'un périanthe et d'un pistil, ne font qu'entre 1 et 3 mm [42,45].

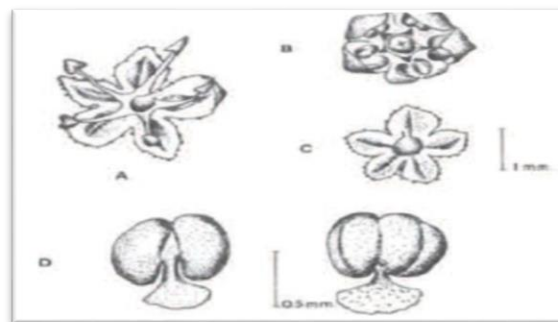


Figure I. 12 : Fleurs hermaphrodites et femelles de quinoa [13]

g. Graines (fruits)

Le fruit est un akène comprenant plusieurs couches, à savoir de l'extérieur vers l'intérieur: périgone, péricarpe et épisperme. Chaque fruit contient une seule graine qui pouvant atteindre jusqu'à 2,66 mm de diamètre selon la variété [18,25] qui pourraient être réparties dans trois catégories de taille: grande taille (2.2 à 2.6 mm). Taille moyenne (1.8 à 2.1 mm) et petite taille (<1.8 mm) [25] et leur poids entre 2 et 6 mg [42,45]. Le péricarpe contient de la saponine, entre 0,02 et 0,51% selon les espèces [51]. Bien que chez certaines variétés (formes cultivées), il soit séparé facilement, dans d'autres (formes sauvages), il reste difficile à éliminer. La combinaison des couleurs du péricarpe et du tégument de la graine donne la vaste gamme de couleurs que peuvent présenter les panicules [10,36].

Il existe trois formes de grain : conique, cylindrique et ellipsoïdale (figure I.13). Les bords du grain sont d'une grande valeur taxonomique, car ils sont communément marqués chez les formes cultivées, et plus arrondis chez les sauvages [40,44, 52]. Les couleurs des grains sont variables du blanc, jaune, rouge au noir, selon les espèces [53].

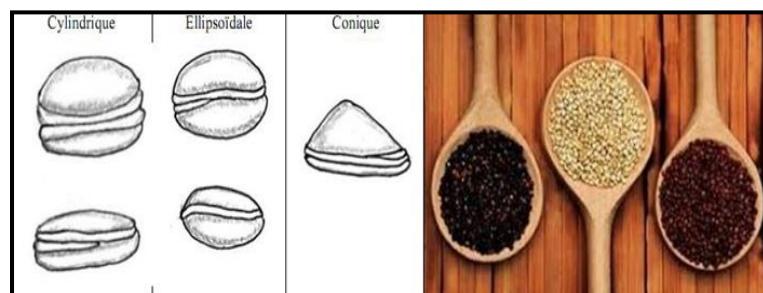


Figure I. 13 : Forme des grains du quinoa [35]

I.5. Écotype

Écotype signifie toutes les variétés d'un type particulier développant des adaptations morphologiques et physiologiques avec l'écosystème dans lequel ils vivent, sans modification de leurs matériels génétiques, qui sont transmis à leurs descendants [13]. Environ 3000 variétés de quinoa sauvages ou cultivées ont pu être regroupées en cinq catégories ou écotypes, chaque groupe de quinoa présente des caractéristiques spécifiques du fait des différences dans les conditions des milieux et dans les pratiques agricoles associées [54].

I.5.1. Quinoa des zones situées au niveau de la mer

Il provient du sud du Chili, autour de 30° de latitude, en particulier dans la région de Concepción et de Valdivia. Les plantes poussent dans les régions situées entre le niveau de la mer et 500 mètres d'altitude et sont les mieux adaptées aux conditions humides. Elles sont plus

ou moins robustes, Le quinoa pousse sous une pluviométrie annuelle allant de 400 mm à plus de 1500-2000 mm. Sa longueur est comprise entre 1 et 1,4 mètre. Ces plantes sont dépourvues de branches et s'épanouissent pendant les jours les plus longs. Elles produisent de petites graines plates, jaunes, translucides et riches en saponines [13,54].

I.5.2. Quinoa des vallées arides et des vallées humides

Il provient des vallées inter-andines (entre 2000 et 3500 mètres d'altitude), souvent considérés comme un groupe à part entière, se divise pourtant entre les quinoas des vallées arides (par exemple *Junín*) et ceux des vallées humides (par exemple *Cajamarca*), ces quinoas poussent avec des précipitations pouvant atteindre ou dépasser 800 à 1000 mm par ans. Ils sont adaptés à des températures comprises en 10 et 18°C et ne résistent pas au gel. Les plantes sont hautes, certaines atteignant jusqu'à 3,5 mètres, La plupart sont ramifiées et produisent des grains de petite taille, contenant peu de saponines [13,54].

I.5.3. Quinoa des zones tropicales

Les quinoas yungas (les vallées forestières) en Bolivie poussent dans des conditions subtropicales à des altitudes comprises entre 1500 et 2000 mètres. Leur adaptation aux climats subtropicaux leur permet de tolérer de fortes précipitations mais aussi de fortes chaleurs (températures moyennes annuelles supérieures à 20 °C). Maturité, les plantes ont une tige orange distincte, les graines sont petites, blanches ou oranges. Elles présentent une longue période de végétation (saison de croissance) de 200 jours [13,54].

I.5.4. Quinoa des « Salares »

L'écotype «salares» provient des vastes déserts du sud de l'altiplano bolivien, de la puna du nord du Chili (frontière avec la Bolivie) et du nord-est de l'Argentine, avec des altitudes supérieures à 3000 m. Les précipitations fluctuant entre 100 et 200 mm. Les plantes peuvent résister à des conditions extrêmes : des températures de -8°C, des sols alcalins jusqu'à un pH de 8 et une haute salinité. Après la récolte le sol reste au repos pendant 4 à 8 ans. La diminution de cette période de jachère a des répercussions négatives sur la fertilité des sols. Les graines de ces quinoas sont grosses avec une haute teneur en saponines [55].

I.5.5. Quinoa des hauts plateaux

Il provient des régions montagneuses autour du Lac Titicaca (3800 m d'altitude en moyenne) où les conditions de culture sont variables. Il y a des conditions de faibles précipitations (400 à 600 mm par ans) et de températures favorables aux abords du lac Titicaca,

près des rivières ou des cours d'eau, d'où sont originaires les variétés supportent de plus basses températures et adaptent aux hautes plaines, entre 3800 et 4100 mètres. Les plantes sont de petite taille (entre 0,5 et 1,5 mètre de hauteur) avec des tiges droites et présentent une courte période de croissance [13,54].

Le tableau I.3 indique les valeurs des précipitations et températures minimales moyennes dont ont besoin pour les différents écotypes du quinoa.

Tableau I. 3 : Exigences de température et d'humidité selon les groupes agro-écologiques du quinoa [56]

Ecotype	Précipitation (mm)	Température minimale moyenne (°C)
Niveau de la mer	800 – 1500	5
Vallées	700 – 1500	3
Zone subtropicales	1000 – 2000	7
Salares	250 – 400	-1
Altiplano	400 – 800	0

I.6. Biologie reproductive

D'après [57], chaque fleur reste ouverte de cinq à sept jours, et la floraison d'une panicule complète dure de 12 à 15 jours. La déhiscence du pollen peut se produire tout au long de la journée. Le quinoa est considéré comme une espèce à fertilisation autogame, le pourcentage de fécondation croisée ne dépassant pas 10% [50,33]. Ce pourcentage d'allogamie oblige toutefois à prendre certaines précautions dans les processus d'amélioration génétique et dans les programmes de production et de distribution des semences [23].

I.7. Etude physiologique

L'ample distribution géographique du quinoa témoigne de la grande faculté d'adaptation de l'espèce puisqu'on peut en cultiver divers écotypes depuis péruvien, sous des climats allant du froid aride jusqu'au tropical humide [58], il est une culture des régions tempérées ou subtropicales où les températures maximales ne dépassent pas 35°C [10].

Le quinoa est une plante de type C3 (Il existe différents modes de fixation du CO₂ chez les plantes, au cours de la photosynthèse. Ces mécanismes le niveau de la mer au Chili, jusqu'à plus de 4.000 m d'altitude sur l'Altiplano boliviano. Diffèrent par l'efficacité de cette étape de carboxylation. Le type de photosynthèse d'une plante est déterminé par le nombre d'atomes de carbone de la 1ère molécule organique formée lors de la fixation du CO₂. Les plantes en C3 convertissent le CO₂ en un composé à 3 carbones (l'acide phosphoglycérique - PGA) avec la ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase / oxygénase (RuBisCO). La photorespiration peut être préjudiciable à la plante du fait d'une diminution du taux net de photosynthèse)[40], il possède l'efficacité de fixation du CO₂ et la structure de ses feuilles est anatomique [42,59]. De par sa grande variabilité génétique, il présente des variétés de jours courts, de jours longs ou indifférents à la photopériode ; le quinoa s'adapte facilement à des conditions de luminosités très différentes et des conditions défavorables du milieu, notamment la tolérance au froid, à la sécheresse et à la salinité [60].

La fonction des vésicules riches en oxalate de calcium et en pigments présentes à la surface des jeunes feuilles et des inflorescences n'est pas encore éclaircie, mais on suppose qu'elles protègent la plante de l'excès de radiation solaire. Des chercheurs ont montré que la vitesse de croissance des variétés précoces était plus importante pendant les 60-70 premiers jours, leur conférant une hauteur de plante supérieure à celle des variétés tardives [42,44, 61]. Après 70 jours, les variétés tardives continuent à croître alors que les variétés précoces cessent leur croissance. Mais Si l'humidité du sol diminue trop, la plante arrête sa croissance, la tige devient fibreuse et le système racinaire se fortifie, permettant à la plante de résister jusqu'à trois mois de sécheresse. Dans ces mêmes conditions, le développement de la plante devient plus asynchrone [61], tandis que d'autres fleurs continuent à se former ou entrent en anthèse. La quantité d'eau requise par la plante dans l'Altiplano central de Bolivie est approximativement de 385 mm pour 5 mois et demi de vie physiologique [40]. Cette quantité correspond plus ou moins aux précipitations de la période d'été, ce qui démontre que le quinoa est adapté au régime moyen des pluies dans cette zone.

I.8. Etude phénologique

Les grains germent en une dizaine d'heures environ et au champ les cotylédons apparaissent généralement vers le 7ème jour après l'émergence. La croissance racinaire est en rapport étroit avec celle de la partie aérienne [10]. Plusieurs échelles de développement ont été décrites pour le quinoa, telles que celle de l'échelle en neuf phases [62], ou celle de 12 phases [63], les durées indiquées de chaque phase sont les nombres des jours moyens (figure I.14).

a. Levée

Elle correspond à la sortie de la plantule et au déploiement des feuilles cotylédonaire (germination épigée). Elle se produit entre sept et dix jours après le semis, en conditions de germination optimales.

b. Deux feuilles vraies

Les deux premières feuilles vraies apparaissent 15 à 20 jours après le semis, conjointement à une croissance rapide des racines. Elles sont de forme rhomboïdale au contraire des feuilles cotylédonaire, lancéolées. Elles sont très sensibles aux attaques d'insectes.

c. Quatre feuilles vraies

La deuxième paire de feuilles vraies se déploie de 25 à 30 jours après le semis. Les feuilles cotylédonaire sont toujours vertes. La plantule montre dans cette phase une assez bonne résistance au froid et à la sécheresse, mais ses feuilles tendres constituent une alimentation de choix pour les ruminants.

d. Six feuilles vraies

L'apparition de la troisième paire de feuilles vraies se produit de 35 à 45 jours après le semis, alors que les feuilles cotylédonaire commencent à se flétrir. L'apex végétatif est nettement protégé par les feuilles les plus âgées, en particulier lorsque la plante est soumise à un stress (thermique, hydrique ou salin).

e. Ramification

A partir du stade huit feuilles, soit de 45 à 50 jours après le semis, on peut observer pour les variétés qui ramifient la présence de bourgeons axillaires jusqu'au troisième nœud. Les feuilles cotylédonaire, jaunies, tombent et laissent une cicatrice sur la tige. L'inflorescence n'est pas encore visible, recouverte et protégée par les feuilles.

f. Début de formation de la panicule

L'inflorescence commence à apparaître à l'apex de la plante au bout de 55 à 60 jours, entourée d'une agglomération de feuilles de petite taille qui la recouvrent encore en partie. Parallèlement, la première paire de feuilles vraies jaunit et n'est plus photo synthétiquement active. La tige s'allonge et son diamètre augmente.

g. Panicule

L'inflorescence est désormais clairement visible au-dessus des feuilles, ainsi que les glomérules qui la composent. Des boutons floraux individualisés apparaissent de 65 à 70 jours après le semis.

h. Début de floraison

Les premières fleurs s'ouvrent à partir de 75 à 80 jours après le semis. La plante commence à être plus sensible au froid et à la sécheresse.

i. Floraison

L'ouverture de 50% des fleurs de l'inflorescence se produit aux environs de 90 à 100 jours. Cette observation doit se faire à la mi-journée, les fleurs se refermant pendant la nuit. C'est durant cette phase que la plante est la plus sensible aux gelées. Les feuilles inférieures, flétries, tombent.

j. Grain laiteux

Le grain est qualifié de laiteux à partir de 100 à 130 jours après le semis, car un liquide blanchâtre en sort lorsqu'une pression est exercée sur le fruit. Un déficit hydrique pendant cette phase peut entraîner une forte diminution du rendement.

k. Grain pâteux

L'intérieur des fruits devient d'une consistance pâteuse, toujours de couleur blanche, de 130 à 160 jours après le semis.

l. Maturité physiologique

Le grain, plus résistant à la pression, est à maturité au bout de 160 à 180 jours, avec une teneur en eau inférieure à 15%. Pendant le remplissage des grains depuis la floraison, la plupart des feuilles ont jauni et sont tombées si bien que la défoliation est presque complète à maturité.

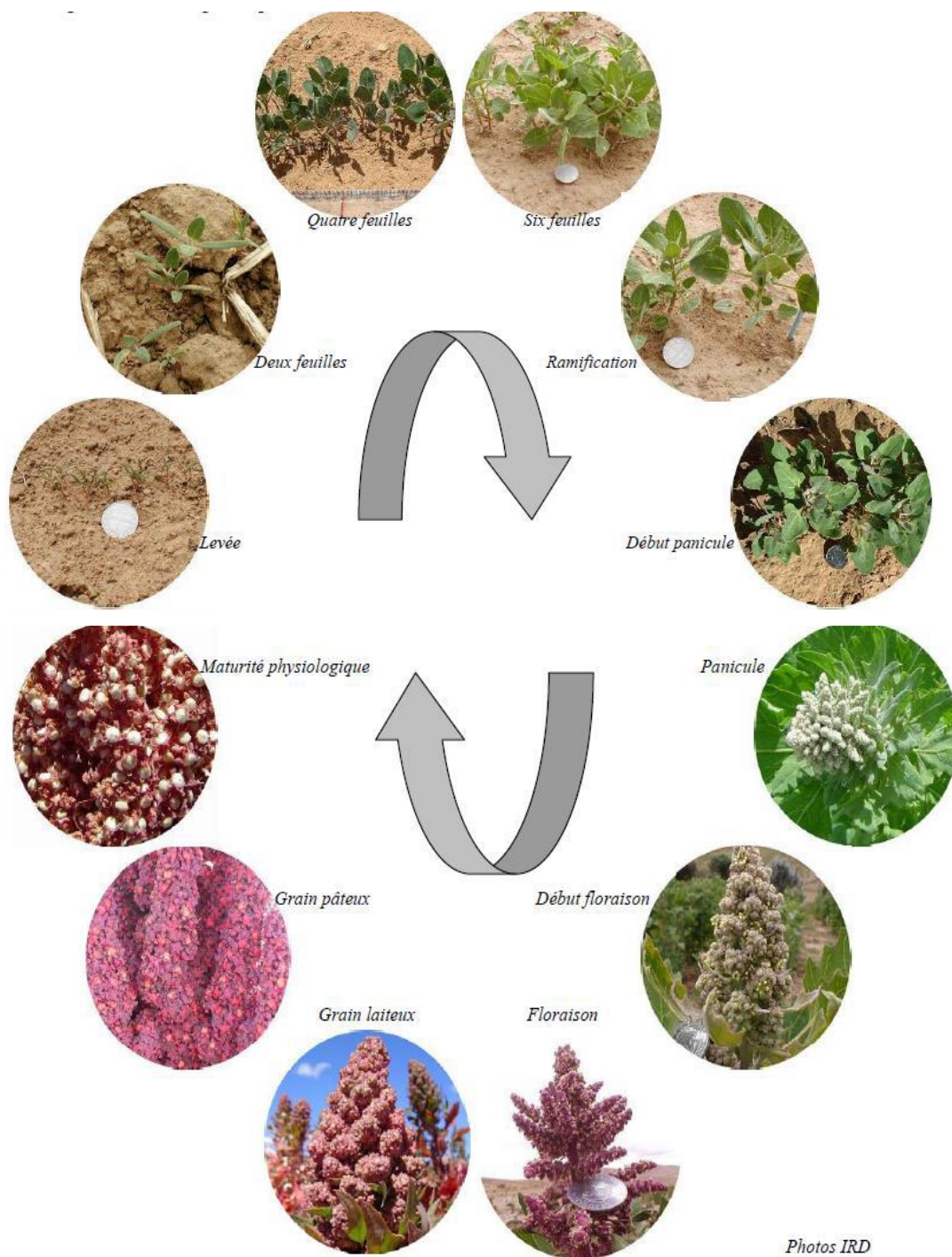


Figure I. 14 : Phénologie du quinoa [23]

I.9. Phénologie d'*Amarilla sacaca*

Amarilla sacaca est une espèce des variétés du quinoa qui possède des propriétés phénologique représentée dans le tableau I.4.

Tableau I. 4 : Phénologie d'Amarilla sacaca [64]

Phase végétative				Phase reproduction			
Germination	Urgence des semis	Deus vraies feuilles	Quatre vraies feuilles	Six vraies feuille	Branch	Début de panicule et floraison	Maturité physiologique
Jours jusqu'à l'apparition des plantules à la surface du sol : 7journs							
Jours avant le début de la panicule : 85 jours							
Jours avant floraison : 125 jours							
Jours à maturité physiologique : 160 jours							

I.10. Valeur nutritive du quinoa

Le quinoa a un potentiel nutritif important (tableau I.5), cette plante se caractérise par une teneur élevée en protéines : 14 à 21% contre 7 à 12% chez la plupart des autres céréales (blé, riz, maïs, orge, etc...) [19]. Le quinoa possède de plus une composition en acides aminés essentiels complète et relativement équilibrée, qui le rend complémentaire de la plupart des autres céréales. Il est en particulier riche en lysine (la lysine fait généralement défaut dans les autres céréales) [65]. Le quinoa est une source très importante de calcium qui est très intéressant pour les végétariens et ceux qui ont une intolérance au lactose [66], il contient aussi les fibres alimentaires nécessaires à la santé humaine [19]. En outre, il offre un contenu en minéraux très supérieur à celui des céréales classiques, en particulier en phosphore, magnésium, potassium et fer et une excellente source de vitamines, d'antioxydants et d'acides gras [67]. En raison de l'absence de gluten, il est parfaitement adaptée pour les patients atteints de la maladie cœliaque (intolérance au gluten) ou du syndrome du côlon irritable qui sont obligés de maintenir un régime alimentaire sans gluten à vie [68].

Tableau I. 5 : Teneurs en macronutriments du quinoa et d'autres aliments (100 g de poids sec) [69]

	Quinoa	Blé	Rize	Mais	Haricot
Energie (Kcal/100g)	399	392	372	408	367
Protéines	16.5	14.3	7.6	10.2	28
Lipides	6.3	2.3	2.2	4.7	1.1
Glucides	69	78.4	80.4	81.1	61.2
Fibres	3.8	2.8	6.4	2.3	5

I.11. Période et conditions de culture du quinoa

Le quinoa est une culture annuelle qui est semé entre les mois de septembre et novembre et récolté entre mai et juillet. Cette culture nécessite une photopériode courte et une température basse pour une bonne croissance. Le quinoa est cultivé sur des sols marginaux peu fertiles, tolère le déficit hydrique, le gel (-1 à 0°C) et s'adapte bien aux hautes altitudes de 2000 à 3000 mètres. Le quinoa est très sensible aux fortes températures au stade de floraison; celles supérieures à 35°C peuvent conduire à la dormance et à la stérilité du pollen [21].

I.12. Récolte de quinoa

La récolte est un travail de grande importance dans le processus de production, le succès en dépend pour obtenir la qualité commerciale du grain, elle débute lorsque les grains commencent à être secs dans le courant du mois de septembre. Une fois récolté, il faudra sécher la graine rapidement (< 14 % d'humidité), Et se détachent facilement en les frottant. Ce travail comporte cinq étapes, lorsque il est effectué manuellement ou à l'aide d'une batteuse fixes : tondre ou couper, casser ou formation d'arcs, battage, coulage et nettoyage du grain, séchage, sélection, conditionnement et stockage [45].

I.13. Conservation de quinoa

Après la récolte:

- Il faut laver les graines plusieurs fois afin d'enlever la couche protectrice qui contient des saponines. Cette couche est impropre à la consommation parce qu'elle donne un goût amer au quinoa.
- Il faut Laissez les graines bien étalées quelques heures au soleil, puis les rangez dans des bocaux en verre. Entreposez ces bocaux dans un placard fermé.
- Entreposez les graines dans des enveloppes, jusqu'au printemps suivant pour les semer. Selon les variétés, une gramme peut contenir de 400 à 700 graines [70].

I.14. Utilisation de quinoa

Il existe plusieurs utilisations de quinoa, Les principales utilisations peuvent être résumées comme suit :

I.14.1. Alimentation humaine

Les graines sont utilisées après l'élimination du contenu amer (saponine de l'épisperme) sous forme de salades, apéritifs, ragoûts, soupes, desserts, boissons, pains, biscuits, gâteaux [71]. Les graines germées sont également un aliment exquis et très nutritif, en particulier pour les régimes alimentaires végétariens [45]. Du point de vue nutritionnel, le quinoa apporte autant d'énergie que les aliments utilisés de façon similaire, comme les haricots, le riz, le maïs ou le blé. On peut consommer les graines, les feuilles tendres jusqu'au début de la panicule (teneur en protéines peut atteindre 33% de la matière sèche) [72].

I.14.2. Industrie alimentaire

Le quinoa est considéré comme une culture agroindustrielle à usage polyvalent [73]. Il est également riche en vitamines et minéraux essentiels, en fer et en calcium, et le quinoa peut être utilisé dans l'industrie de la boulangerie car l'amidon présent dans les graines a des propriétés similaires à ceux trouvés dans le blé [74]. En plus augmentation de la valeur nutritionnelle, Les grains et la farine de quinoa peuvent servir à la préparation de la plupart des produits de l'industrie alimentaire. Le quinoa peut être associé aux légumineuses telles que les fèves, les haricots rouges afin d'améliorer la qualité nutritionnelle.

I.14.3. Aimantation animale

La plante entière est utilisée comme fourrage vert, les résidus, les feuilles et les tiges sont également utilisés pour nourrir bovins, ovins, porcins, ânes, chevaux et volailles [75]. Les graines bouillies sont utilisées pour l'élevage de poulets, canards, dindes et cailles; tandis que les céréales germées utilisées chez les bovins laitiers augmentent considérablement la production de lait [45].

I.14.4. Utilisation médicinale

Les feuilles, tiges et graines de quinoa servent à diverses applications médicinales grâce à leurs propriétés cicatrisantes, anti-inflammatoires, analgésiques (mal de dents) et désinfectantes des voies urinaires. Il est également utilisé comme remède contre les entorses, les fractures et les hémorragies internes [21].

I.14.5. Utilisation pharmaceutique

Les graines, les feuilles, les tiges, la cendre et la saponine sont utilisées en médecine pour soigner plus de vingt-deux maladies et affections humaines, dont la forme et les quantités d'emploi sont parfaitement connus des natifs des hautes et froides contrées des Andes d'Amérique. Parmi les maux qui peuvent être combattus, nous avons : des abcès au foie, affections hépatiques, analgésiques dentaires, angor, antifongiques, pansements ou cataplasmes, apaisants et anti-inflammatoire, catarrhe des voies urinaires, caustique pour plaies, cicatrisation, ecchymose et commotions cérébrales, diurétique, contrôle des saignements internes, luxation, insectifuge, résolutifs, arômes gastriques, suppurations internes et vomitifs [45]. Les extraits de Quinoa mis en œuvre dans les traitements cosmétique ou thérapeutique, se caractérisent de façon inattendue, par une activité lipolytique supérieure aux compositions de l'état de la technique et par une aptitude à prévenir la formation de graisse dans le corps humain. Ils sont donc aussi de façon générale, appropriés aux traitements amincissants du corps humain [76].

I.14.6. Autre utilisation

Le quinoa est un produit à partir duquel une série de sous-produits peuvent être obtenus pour être utilisés dans l'alimentation, dans les cosmétiques, les produits pharmaceutiques et d'autres utilisations par exemple : shampoing, détergents, le dentifrice, pesticide et antibiotique [18].

I.15. Maladies et ravageurs de quinoa

Le quinoa est infecté par une variété d'agents pathogènes et d'insectes nuisibles qui l'attaquent et lui causent d'importants dégâts. De plus, les oiseaux s'attaquent au quinoa principalement au stade de l'inflorescence. Mais ceux-ci causent des dommages mineurs car le quinoa est doté d'une défense chimique sous la forme de saponines qui lui confèrent une résistance aux insectes nuisibles et aux oiseaux. Les principaux ravageurs et maladies de quinoa sont résumés dans les figures (I.15), (I.16), (I.17), (I.18), (I.19) et (I.20).

Agent	Maladie	Symptômes
Champignons		
Phoma exigua	Phoma	Pourriture de la tige sous la forme de taches brunes, en fin la tige se plie vers le bas et a tendance à se casser facilement [77].
Rhizoctonia solani	La fonte des semis	Défaillance de la germination des graines [78].
Sclerotium rolfsii	Sclerotiniose	La pourriture des semences (Fonte des semis) [13]
Peronospora farinosa	Mildiou	Les lésions chlorotiques sur la face supérieure des feuilles, avec un mycélium blanc ou violet sur la face inférieure [79].

Figure I. 15 : Champignons affectant le quinoa



Figure I. 16 : Mildiou affectant le quinoa [80]

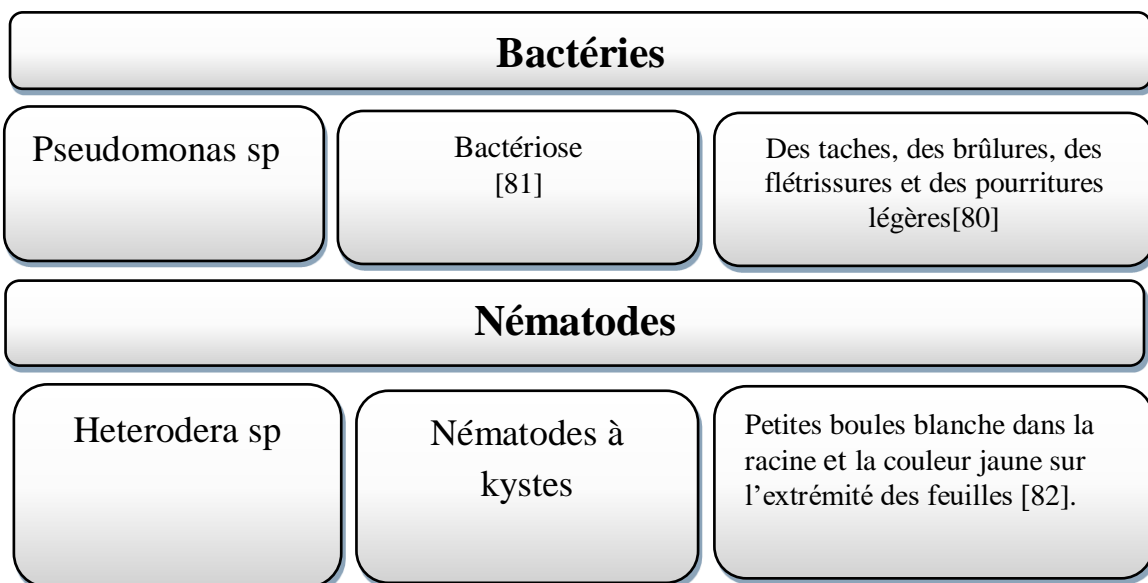


Figure I. 17: Bactéries affectant le quinoa



Figure I. 18 : Nématodes affectant le quinoa [82]

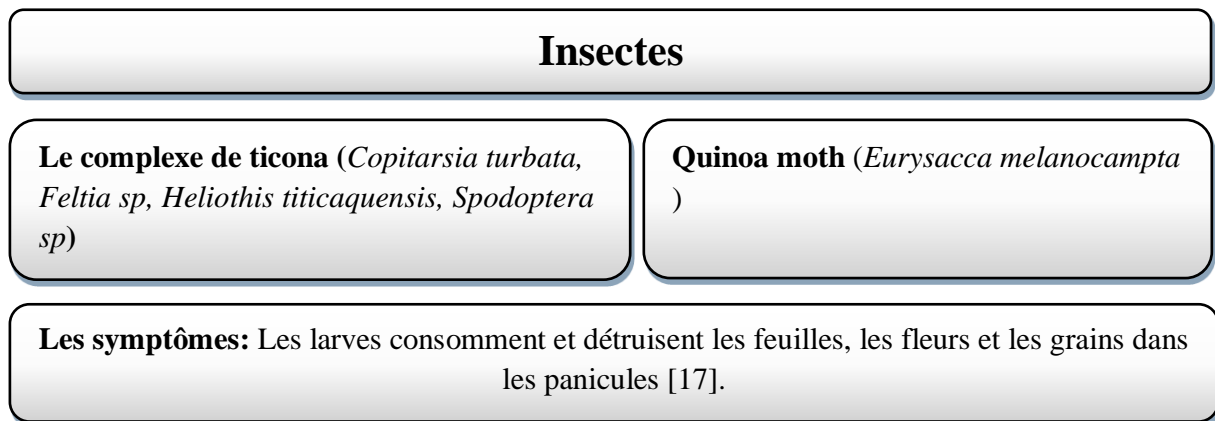


Figure I. 19 : Insectes affectant le quinoa [82]

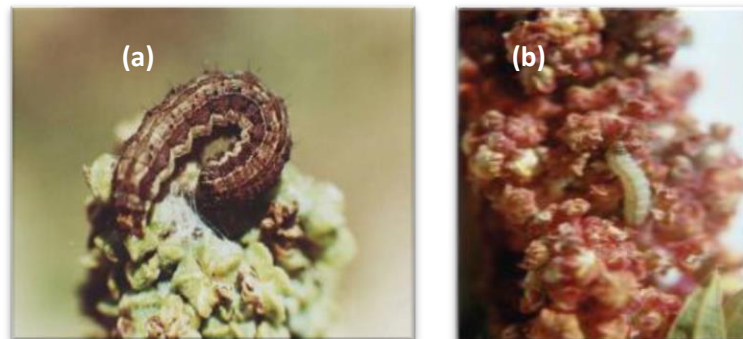


Figure I. 20: (a) Larve du complexe de ticona. (b) Larve de Quinoa Moth

I.16. Année internationale de quinoa

L'Assemblée générale des Nations Unies a proclamé 2013 « Année internationale du quinoa » afin de rendre hommage aux pratiques ancestrales des peuples andins qui ont su, de par leur savoir-faire et leur vie en harmonie avec la nature, préserver cet aliment pour les générations présentes et dans le futures. L'Année internationale entend attirer l'attention au niveau mondial sur le rôle que joue le quinoa dans la sécurité alimentaire et la nutrition. L'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture assure les services de secrétariat de l'année internationale. Le Comité est présidé par la Bolivie, assistée de l'Équateur, du Pérou et du Chili aux fonctions de vice-présidents, tandis que l'Argentine et la France ont été désignées comme rapporteurs.



***II. PRINCIPALES
CLASSES DES
METABOLITES
SECONDAIRES***

II.1. Introduction

Une des originalités majeures des végétaux réside dans leur capacité à produire des substances naturelles très diversifiées. En effet, à côté des métabolites primaires classiques (glucides, protéides, lipides, acides nucléiques), ils accumulent fréquemment des métabolites dites secondaires dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais représente une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire [83].

II.2. Définition et fonction de métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont des molécules organiques complexes synthétisées et accumulées en petites quantités par les plantes autotrophes. Ce sont des produits à structure chimique souvent complexe, ils sont très dispersés et très différents selon le type d'espèce. Ils pourraient jouer un rôle dans la défense contre les herbivores et dans les relations entre la plante et son environnement [84,85]. Ces molécules biologiques ne sont pas, par définition, nécessaires et vitales pour la cellule ou l'organisme mais elles ont la particularité d'avoir des effets biologiques sur d'autres organismes [86].

II.3. Biosynthèse des métabolites secondaire

Les grandes lignes des voies de biosynthèse des principaux métabolites secondaires sont représentées sur la figure II.1. Cette production est étroitement liée au métabolisme primaire, elle résulte généralement de trois voies de biosynthèse (figure II.1): la voie de shikimate, la voie de mévalonate et la voie du pyruvate [87]. La plupart des précurseurs sont issus de la glycolyse (pyruvate, phosphoenolpyruvate, acétylCoA), de la voie des pentoses phosphate (glyceraldéhyde-3-P, Erythrose-4-P) et du métabolisme des lipides (glyceraldéhyde-3-P et acétyl-CoA). Ces précurseurs sont à l'origine de la diversité structurale observée au niveau des métabolites secondaires [88]. Du point de vue synthétique, ces métabolites secondaires peuvent aussi être subdivisés en deux catégories : ils peuvent être de type phytoanticipines ou de constitution, c'est-à-dire synthétisés par la plante de manière permanente même en absence d'un facteur de stress par opposition aux métabolites induits ou phytoalexines qui sont synthétisés uniquement en cas de stress et sont donc formés de nouveau[89].

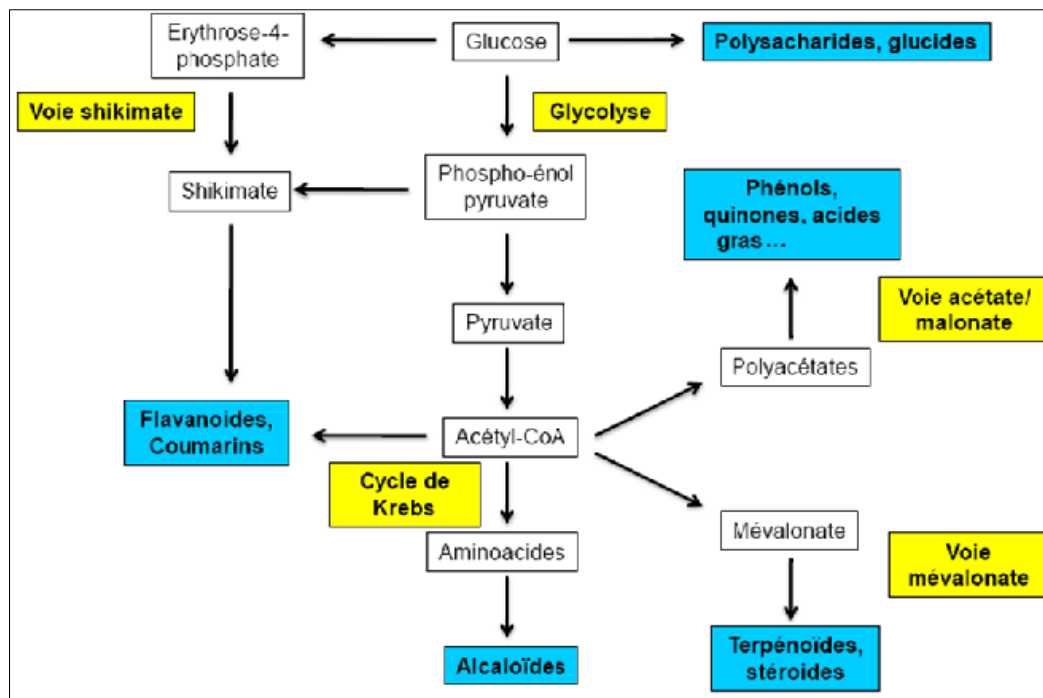


Figure II. 1:Voies de biosynthèse des métabolites secondaires

II.4. Classification des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont produits en très faible quantité, il en existe plus de 200000 composés qui sont classés, selon leur appartenance chimique, en l'occurrence, les terpènes, les alcaloïdes, les composés acétyléniques, les cires et les composés phénoliques...etc [90]. Les trois principales classes de métabolites secondaires sont [85]:

- Composés phénoliques et leurs dérivés.
- Composés azotés ou alcaloïdes.
- Terpénoïdes.

II.4.1. Composés phénoliques

II.4.1.1. Définition

Les composés phénoliques, également dénommés polyphénols sont des molécules spécifiques du règne végétal. Ils forment une immense famille avec plus de 8000 composés [91]. Les polyphénols sont des produits du métabolisme secondaire des végétaux, caractérisés par la présence d'un noyau benzénique auquel est directement lié un groupement hydroxyle libre, ou engagé dans une autre fonction tels que : éther, ester, hétéroside...etc [92].

II.4.1.2. Localisation

Les polyphénols sont présents dans toutes les parties des végétaux (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois) [93]. Ils sont présents aussi dans diverses substances naturelles comme les fruits rouges, le raisin ...etc [94].

II.4.1.3. Biosynthèse des polyphénols

a. Voie du Shikimate

L'acide cinnamique se forme par l'intermédiaire de l'acide shikimique, autrement dit par la voie du Shikimate ; cette voie est aussi responsable de la synthèse d'acides aminés ; parmi ceux-ci, la phénylalanine sert directement de précurseur à l'acide cinnamique [95].

b. Voie de l'acétate

La voie de phénylpropanoïde commence par la phénylalanine (Phe) qui fournit en plus des principaux acides phénoliques simples, coumarines, isoflavonoïdes, flavonoïdes, acidesalicylique, des précurseurs de lignine, qui est quantitativement le second biopolymère le plus important après la cellulose [96].

II.4.1.4. Les principales classes des composés phénoliques

Une classification de ces substances a été proposée par Harborne en 1980 (tableau II.1) [97]. On peut distinguer les différentes classes des polyphénols en se basant d'une part, sur le nombre d'atomes constitutifs et d'autre part, sur la structure de squelette de base. On peut citer les principales classes qui sont largement répandues :

- Acides phénoliques (acides hydroxybenzoïques, acides hydroxycinnamiques).
- Flavonoïdes.
- Tanins
- Lignines et lignanes.
- Et plus rarement, stilbènes, coumarinesetsaponines.

Tableau II. 1: Principales classes de composés phénoliques [98]

Squelette carbonée	Classe	Exemple	Origine
C ₆	Phénol simple	Catéchol	Nombreuses espèces
C ₆ -C ₁	Acides hydroxybenzoïques	<i>p</i> -hydroxybenzoïque	Epices, fraise
C ₆ -C ₃	Acides Hydroxycinnamiques, Phenylpropenes Coumarines Isocoumarines Chromones	Acide cafeique, acide férulique Myristicin, eugénol Scopolétine Myristicine, eugénol Eugénine	Pomme de terre, Pomme, citrus
C ₆ -C ₄	Naphtoquinones Polyphénols	Juglone, plumbagine	Noix
C ₆ -C ₁ -C ₆	Xanthones	Mangiferine	
C ₆ -C ₂ -C ₆	Stilbène Anthraquinones	Resvératrol Anthraquinones	vigne
C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoïdes Isoflavonoïdes	Quercétine, cyanidine Daidzéine	Fruits, légumes Fleurs, soja, pois
(C ₆ -C ₃) ₂	Lignanes Neolignanes	Pinorésinol Eusiderine	Pin
(C ₆ -C ₃ -C ₆) ₂	Biflavonoïdes	Amentoflavone	
(C ₆ -C ₃) _n	Lignines		Bois, fruits à noyaux, raisin, kaki
(C ₆ -C ₃ -C ₆) _n	Tanins condensés		

II.4.1.4.1. 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 (C₆-C₁) et

II. principales classe des métabolites secondaires

les acides hydroxycinnamiques(C_6-C_3). Ils possèdent au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique [99]. Les dérivées de l'acide benzoïque sont composés d'un squelette de base de sept atomes de carbones (figure II.2).

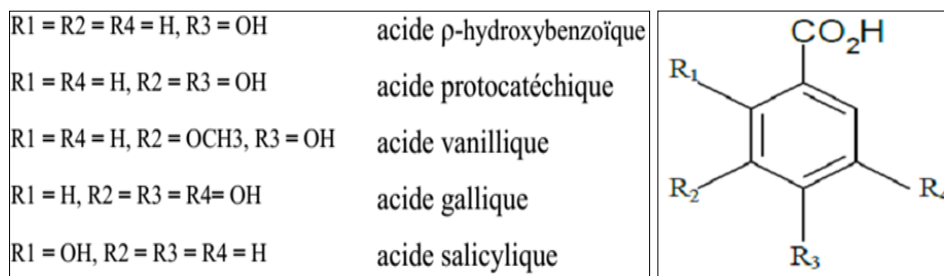


Figure II. 2: Dérivés de l'acide *p*-hydroxybenzoïque

Les dérivés d'esters hydroxycinnamiques possédant une structure de type C_6-C_3 présentés par la (figure II.3) sont très répandus dans les plantes supérieures, l'acide *p*-couramique étant le plus important.

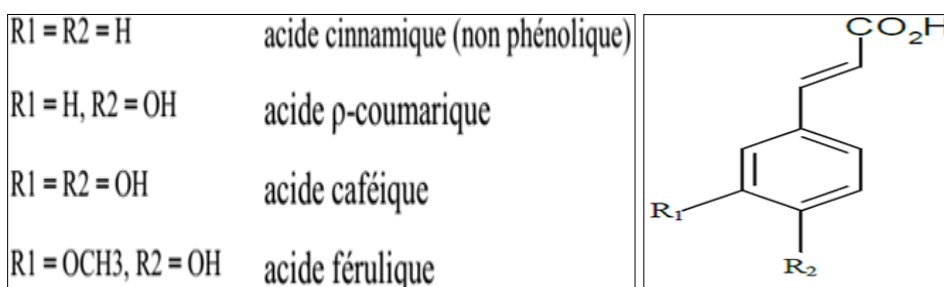


Figure II. 3: Acides hydroxycinnamiques

Parmi les acides hydroxycinnamiques, on trouve l'acide chlorogénique, ester quinique de l'acide caféique, il est très répandu dans les fruits. Ce composé est impliqué dans les mécanismes de brunissement enzymatique. Sa quinone est très réactive et susceptible de réagir par voie d'oxydation couplée [100].

Les acides hydroxybenzoïques (squelette C_6-C_1) sont rarement trouvés dans les fruits mais peuvent être détectés après dégradation des flavonoïdes, et notamment après déglycosylation. Ces composés sont fréquemment présents sous forme liée et peuvent entrer dans la constitution de structures complexes, telles que les tanins hydrolysables. Les esters de l'acide gallique sont retrouvés dans certains fruits notamment le galacten d'épicatéchine qui entre dans la composition des tanins condensés du raisin [101].

II.4.1.4.2. Flavonoïdes (C₆-C₃-C₆)

Les flavonoïdes sont caractérisés par un squelette de base constitué de quinze atomes de carbone (C₆-C₃-C₆) comportant deux cycles benzénique A et B reliés entre eux par une chaîne à trois atomes de carbone (figure II.4). Ces dernières sont différenciées par le niveau d'oxydation du cycle pyrane: on peut aussi distinguer les anthocyanes, les flavonols, les flavanols et d'autres classes, telles que les flavones, les flavanones et les dihydrochalcones [102].

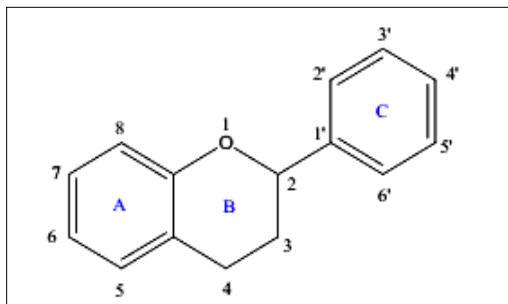


Figure II. 4: Structure de base des flavonoïdes

Le terme 'flavonoïde', utilisé pour la première fois par Geissman et Hinreiner [103] regroupe tous les composés dont la structure est basée sur celle de la flavone : phényl-2-benzopyrone. Leur biosynthèse se fait à partir d'un précurseur commun : la 4, 2, 4, 6-tétrahydroxychalcone [104]. Par action enzymatique, cette chalcone se métabolise en différentes classes de flavonoïdes, la structure varie selon le degré d'oxydation du squelette de base et la position des substituants du noyau central [105].

Les flavonoïdes possèdent plusieurs activités biologiques intéressantes telles que l'activité antimicrobienne [106], antifongique [107], anti inflammatoire et une activité contre la peroxydation lipidique et l'atteinte hématologique [108]. La nature chimique des flavonoïdes dépend de leur classe structurale, de degré d'hydroxylation et de méthylation, de degré de polymérisation, des substitutions et des conjugaisons sur le cycle C. Les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes (figure II.5) : anthocyanidines, flavonoles, isoflavonoles, flavones, isoflavones, flavanes, isoflavanes, flavanols, isoflavanols, flavanones, isoflavanones et aures [109].

Les composés de chaque sous-classe se distinguent par le nombre, la position et la nature des substituants (groupements hydroxyles libres, méthylés ou glycosylés) sur les deux cycles aromatiques A et B et le cycle central C (figure II.5).

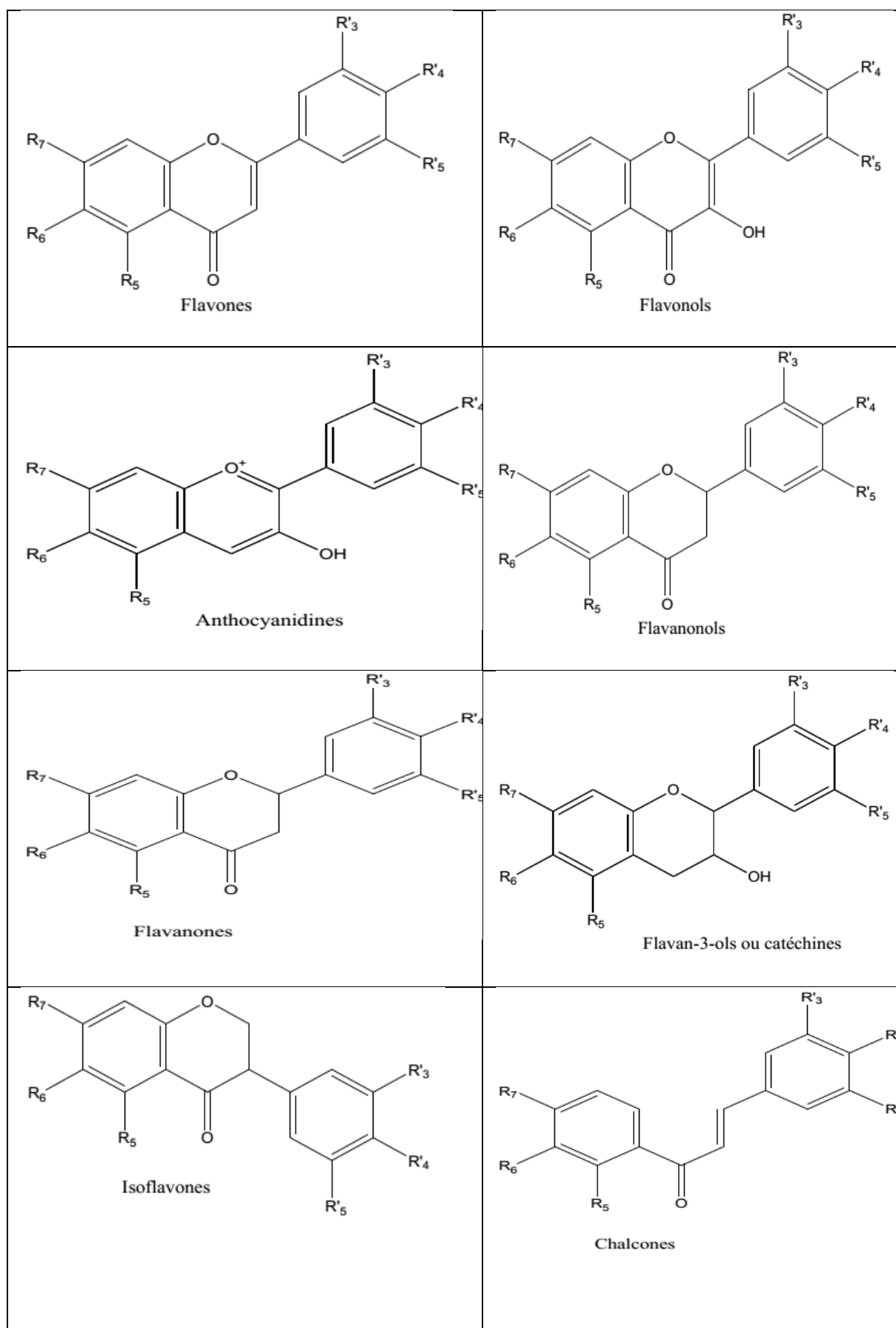


Figure II. 5: Structures des différentes classes des flavonoïdes [105]

II.4.1.4.3. Tanins

Le terme tanin dérive de la capacité de tannage de la peau animale, ceux sont un groupe de polyphénols à haut poids moléculaire. Ils sont des molécules fortement hydroxylés et peuvent former des complexes insolubles lorsqu'ils sont associés aux glucides, aux protéines et aux enzymes digestives, réduisant ainsi la digestibilité des aliments. Ils peuvent être liés à la cellulose et aux nombreux éléments minéraux [110]. On distingue les tanins hydrolysables et les tanins condensés.

Les tanins hydrolysables sont des dimères d'acide gallique condensés sur un dérivé glycosyle. Comme leur nom l'indique, ces tanins subissent facilement une hydrolyse acide et basique, ils s'hydrolysent sous l'action enzymatique et de l'eau chaude [111]. Les tanins condensés ou proanthocyanidols sont des polymères flavaniques. Ils sont constitués des unités de flavan-3-ols liées entre elles par des liaisons carbone-carbone (Figure II.6) [112].

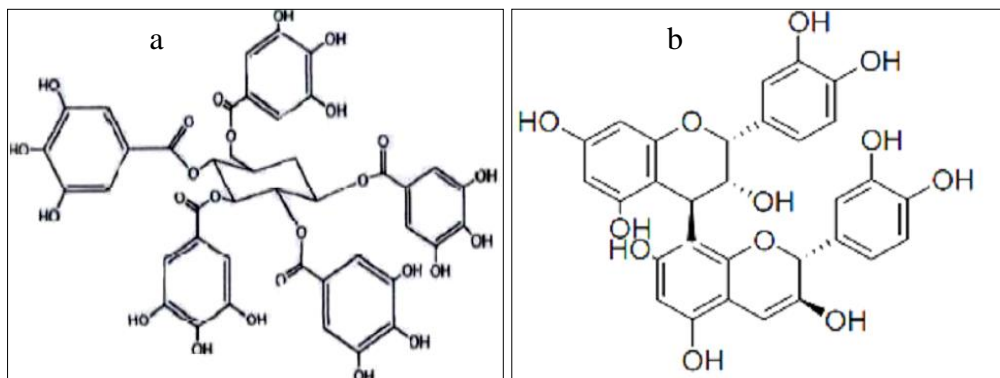


Figure II. 6: Exemples de Tanins (a) hydrolysables. (b) condensés

II.4.1.4.4. Lignines $(C_6-C_3)_n$ et Lignanes $(C_6-C_3)_2$

La lignine est formée par trois alcools phénoliques simples (figure II.7). 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 [112].

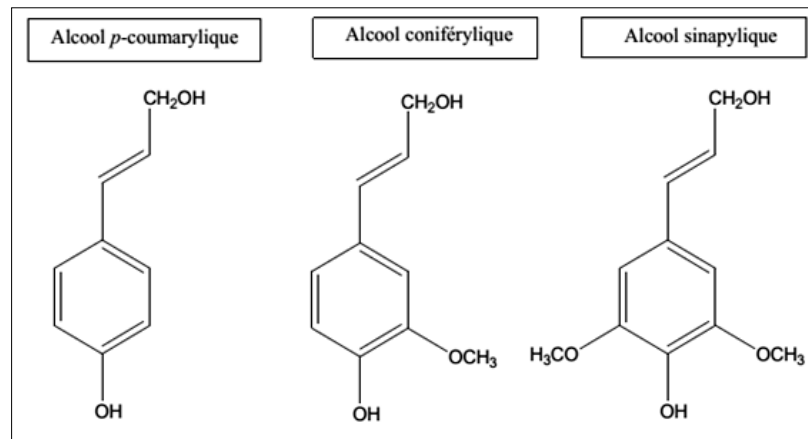


Figure II. 7: principaux constituants de la lignine

La lignine c'est l'un des polymères biosources les plus abondants sur Terre, elle constitue de 15 à 40% de la matière sèche des arbres et de 5 à 20% des tiges des plantes annuelles. C'est également le polymère aromatique naturel le plus abondant [113]. Subissant les contraintes de la gravité. La lignine (figure II.8) est apparue afin de rigidifier les parois cellulaires [114]. Elles participent à la résistance des plantes aux microorganismes et herbivores, la lignification est une réponse courante à l'infection ou la blessure [115].

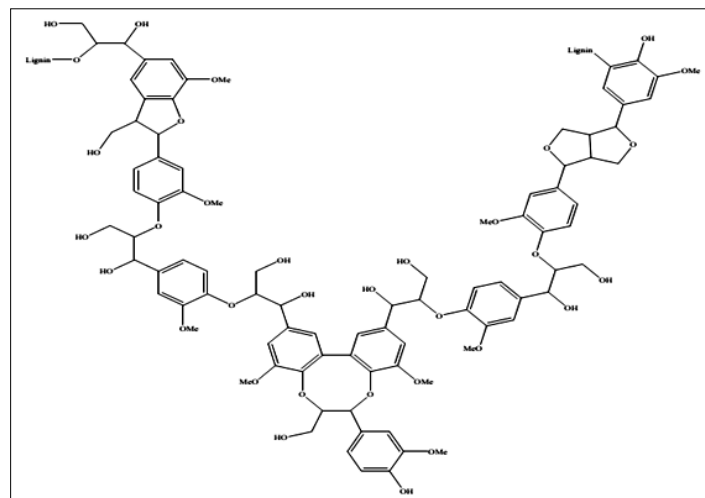


Figure II. 8: Structure chimique de lignine [116]

Les lignanes (figure II.9) sont des composés phénoliques bioactifs, non-nutritifs, non caloriques. On les trouve en plus forte concentration dans le lin et les graines de sésame et en faibles concentrations dans les fruits et les légumes [117]. Ils ont été définis comme étant les dimères des phénylpropanoïdes où deux unités de phénylpropane C₆-C₃ sont liées par leur carbone 8 [118]. Ils proviennent de la condensation initiale de deux molécules phénoliques de

type monolignol comme l'alcool coniférylique [119]. Ce sont des substances phénoliques apparentées aux lignines, ils n'ont guère de valeur alimentaire humaine. Ils sont présents dans la plante sous forme de glucosides [120].

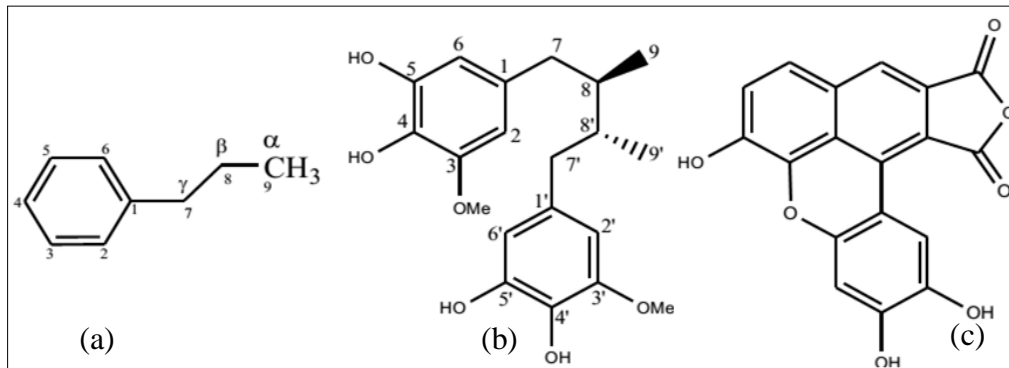


Figure II. 9: Structures chimiques des lignanes.(a) unité de phénylpropane C₆-C₃,(b) Sauriol A (lien β-β'), (c) Rufescidride

II.4.1.4.5. Stilbènes (C₆-C₂-C₆)

Les stilbènes présentent une structure en C₆-C₂-C₆, avec un cycle A portant deux fonctions hydroxyles en position méta et un cycle B portant des fonctions hydroxyles ou méthoxyles en méta, ortho et para (figure II.10). Les deux noyaux aromatiques sont reliés par une double liaison,formant un système conjugué. Cette particularité leur confère unegrande réactivité due à la délocalisation des électrons π sur la totalité de la molécule. Les stilbènes se trouvent en petites quantités dans l'alimentation humaine [121].

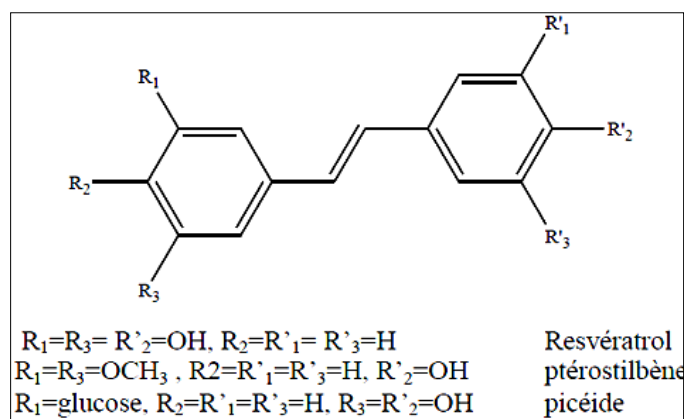


Figure II. 10: Quelques exemples des structures chimiques des stilbènes

II.4.1.4.6. Coumarines (C₆-C₃)

Les coumarines sont caractérisées par une structure qui comporte un noyau benzo (2H) - lpyrannone, résultant de la lactonisation de l'acide ortho-hydroxy- cis cinnamique C-2 [122,123]. Toutefois leurs structures restent très diverses et peuvent être classés en deux grands groupes [124,125]. Coumarines simples et Coumarines complexes où un noyau furanne ou pyranne est associé au noyau benzo α pyrone (figure II.11).

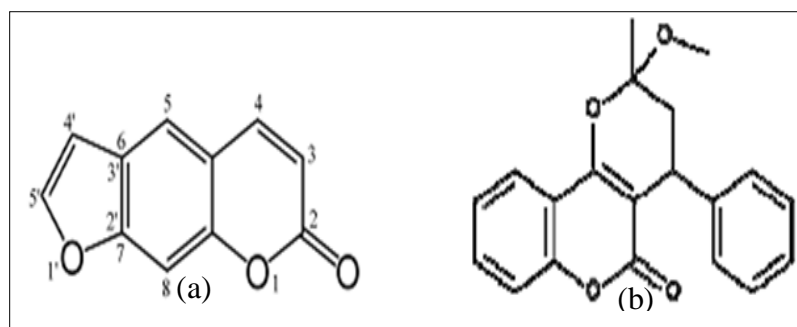


Figure II. 11: Structure de quelques coumarines complexes. (a) Furanocoumarine.

(b) Pyranocoumarine

II.4.1.4.7. Saponines

Les saponines ou saponosides sont un groupe de métabolites secondaires, abondamment trouvés dans certaines familles du règne végétal. Ils sont principalement produits par les plantes supérieures, mais aussi par des animaux marins inférieurs et quelques bactéries. Leur nom provient du latin *sapo* signifiant "savon" en raison de leurs propriétés à former des solutions moussantes en présence d'eau. Ce sont des hétérosides de poids moléculaire élevé qui se composent d'une partie lipophile, l'aglycone (ou génine) et d'une partie hydrophile osidique (figure II.12). Cette combinaison d'éléments structuraux polaires et non polaires en leurs molécules explique leur comportement moussant en solution aqueuse [126,127]. La partie aglycone (sapogénine) est constituée d'un noyau stéroïdique ou triterpénique [128].

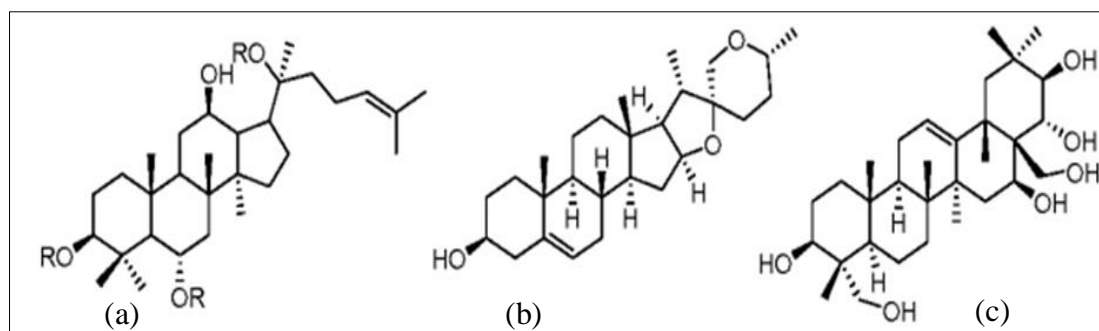


Figure II. 12: Structures des saponines. (a) Ginsenoside, (b) Diosgenin, (c) Gymnemagenin

II.4.1.5. Intérêt des composés phénoliques

II.4.1.5.1. Propriétés chimiques des polyphénols

Les propriétés chimiques des polyphénols sont essentiellement liées à celles des noyaux phénoliques [129], particulièrement des substituants à effet mésomère attracteur d'électrons (-M) et substituants à effet mésomère donneur (+M). La conjugaison d'une des deux paires libres de l'oxygène avec le cycle traduit l'effet (+M) du groupe OH. Ce phénomène augmente la délocalisation électronique et produit une charge négative partielle sur les atomes C₂, C₄ et C₆. L'effet (+M) peut être représenté par quatre formes mésomères (figure II.13).

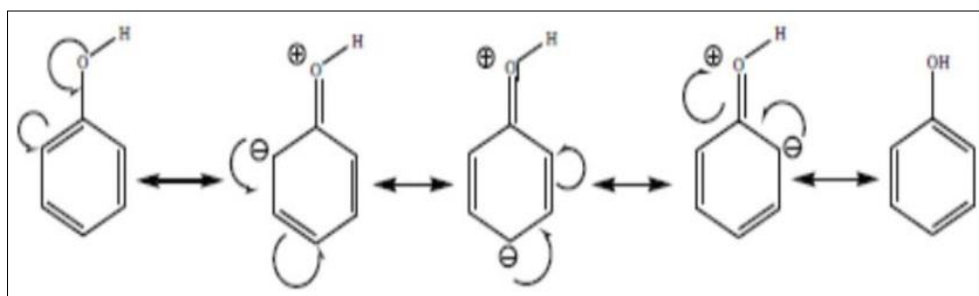


Figure II. 13: Formes mésomères du Phénol

On constate qu'une charge négative apparaît en position *ortho* et *para* du phénol, ce sont donc les positions susceptibles de recevoir un électrophile [130]. De ces caractères de base découlent les différentes propriétés chimiques suivantes : nucléophilie, propriétés réductrices, polarisabilité, Liaison hydrogèneetc.

II.4.1.5.2. Effet physiologique

Des travaux plus anciens (Nitsch et Nitsch, 1961; Alibert *et al.*, 1977, cité par Bahorun, 1997) [131] ont montré que les phénols seraient associés à de nombreux processus physiologiques : croissance cellulaire, différenciation organogène, dormance des bourgeons, floraison et tubérisation. Les composés phénoliques participent aux mécanismes d'inhibition tégumentaire : au moment de la germination, l'oxydation des phénols capte une partie de l'oxygène nécessaire à la reprise de l'activité respiratoire de l'embryon ce qui retarde la sortie de la plantule [132].

II.4.1.5.3. Effet technologique

Les polyphénols interviennent dans la qualité alimentaire des fruits. Les anthocyanes et certains flavonoïdes participent à la coloration des fruits mûrs. Ils confèrent aux fruits et légumes leurs teintes rouges ou bleutées [133]. Les composés phénoliques déterminent également la saveur des fruits : les tanins sont à l'origine de la sensation d'astringence des fruits non mûrs. Les flavanones sont responsables de l'amertume des Citrus et peuvent donner naissance, par transformation chimique, à des dihydrochalcones à saveur sucrée (Dubois *et al.* 1977, cité par Bahorun, 1997) [131].

II.4.1.5.4. Effet biologique, pharmacologique et thérapeutique

Les composés polyphénoliques sont d'ailleurs de plus en plus utilisés en thérapeutique [134]. De nombreux travaux suggèrent que les polyphénols participent à la prévention des maladies cardio-vasculaires [135]. Leur consommation se traduit par une augmentation transitoire de la capacité antioxydant du plasma dans les heures qui suivent le repas.

Parvenus au niveau des artères, ils préviennent l'oxydation des lipoprotéines de faible densité (Low Density Lipoproteins ou LDL), qui est l'un des facteurs clé du processus physiopathologique de l'athérosclérose. En inhibant l'oxydation des LDL, ils limitent leur incrustation dans les parois des artères qui contribuent à l'épaississement des parois et à réduire le flux de sang qui parvient au niveau des tissus.

Les polyphénols agiraient aussi en inhibant l'agrégation plaquettaire impliquée dans le phénomène de thrombose qui peut conduire à l'occlusion des artères [135]. Ils sont regroupés dans la catégorie de veinotoniques et des vasculo-protecteurs [136]. Un certain nombre de molécules polyphénoliques sont également en étude clinique comme des antiagrégants plaquettaires ou hypotenseurs sans résultats probants [137]. Les polyphénols sont associés à de

II. principales classe des métabolites secondaires

nombreux processus physiologiques dans la qualité alimentaire, impliqués lorsque la plante est soumise à des blessures mécaniques. La capacité d'une espèce végétale à résister à l'attaque des insectes et des microorganismes est souvent corrélée avec la teneur en composés phénoliques [138]. Ces composés montrent des activités antioxydantes[139,140], anticancéreuses, anti-inflammatoires, antiathérogènes, antithrombotiques, analgésiques, antibactériennes, antiviraux [141], anti-allergiques et vasodilatateurs [142,143](figure II.14).

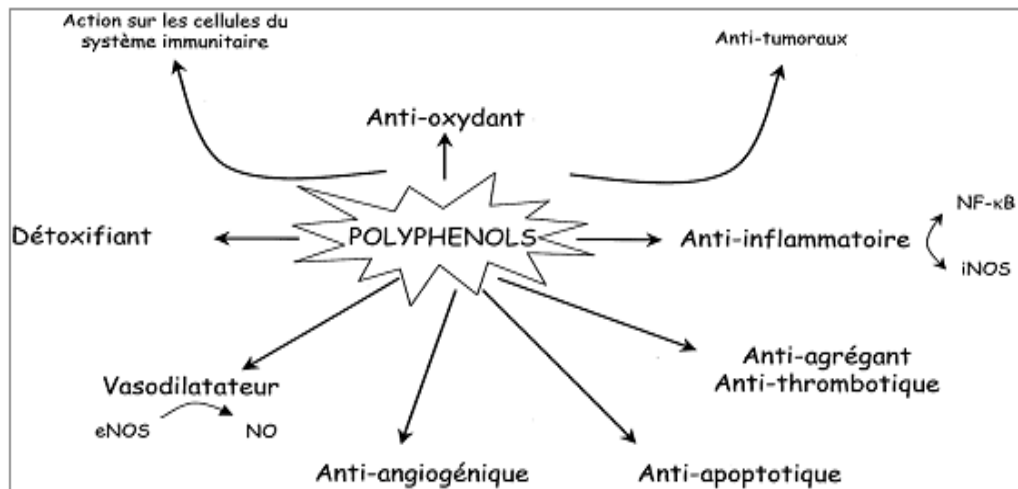


Figure II. 14: Effets biologiques des polyphénols

Le tableau ci-dessous (II.2) résume le rôle biologique, pharmacologique et thérapeutique des composés phénoliques [141].

Tableau II. 2: Activités des composés phénoliques [141]

POLYPHENOLS	ACTIVITES
AcidesPhénols (cinnamiques et benzoïques)	Antibactériennes Antifongiques Antioxydantes
Coumarines	Protectrices vasculaires Antioedémateuses
Flavonoïdes	Antitumorales Anticarcinogènes Anti-inflammatoires Hypotenseurs et diurétiques Antioxydantes
Anthocyanes	Protectrices Capillaroveineux
Proanthocyanidines	Effets stabilisants sur le collagène Antioxydantes Antitumorales Antifongiques Anti-inflammatoires
Tannins galliques et catéchiqes	Antioxydantes

II.4.1.5.5. Importance nutritionnelle des polyphénols

Les composés phénoliques jouent un rôle important dans la qualité organoleptique des fruits et légumes, utilisés frais ou après transformation industrielle. L'intérêt thérapeutique des polyphénols date depuis la découverte de la vitamine C par Szent Gyorgyi (Prix Nobel 1937), chercheur à l'Université Szeged (Hongrie), qui a constaté que les symptômes hémorragiques du scorbut, liés à la fragilité ou l'hyperperméabilité des vaisseaux, étaient guéris par des extraits

de paprika ou du jus de citron, riche en vitamine C et en flavonoïdes. Cette action a été appelée propriété vitaminique P (P étant la première lettre de mot perméabilité). Malgré ces premiers résultats encourageants, les recherches ne permirent pas par 3ensuite d'attribuer le rôle essentiel aux divers polyphénols d'origine végétale. A partir des années quatre-vingts, c'est la découverte du rôle des radicaux libres dans les processus pathologiques qui a relancé l'intérêt des polyphénols dont les propriétés antioxydants sont les plus remarquables [144].

II.4.2. Composés azotés ou alcaloïdes

II.4.2.1. Définition

Un alcaloïde est un composé organique naturel (le plus souvent d'origine végétale), hétérocyclique avec l'azote comme hétéroatome, de structure moléculaire complexe plus ou moins basique et doué de propriétés physiologiques prononcées même à faible dose [145,146]. Représentant un groupe fascinant de produits naturels, ils constituent un des plus grands groupes de métabolites secondaires avec près de 10 000 à 12 000 différentes structures [147,148].

II.4.2.2. Classification des alcaloïdes

a. Selon l'origine biosynthétique

On peut distinguer les alcaloïdes vrais, pseudo-alcaloïdes et proto-alcaloïdes.

▪ Alcaloïdes vrais

Les alcaloïdes vrais représentent le plus grand nombre d'alcaloïdes qui sont toxiques et qui disposent d'un large spectre d'activités biologiques. Ils dérivent d'acides aminés et comportent un atome d'azote dans un système hétérocyclique. Ils sont présents dans les plantes, soit sous forme libre, soit sous forme de sel, soit comme N-Oxyde [149], (figure II.15).

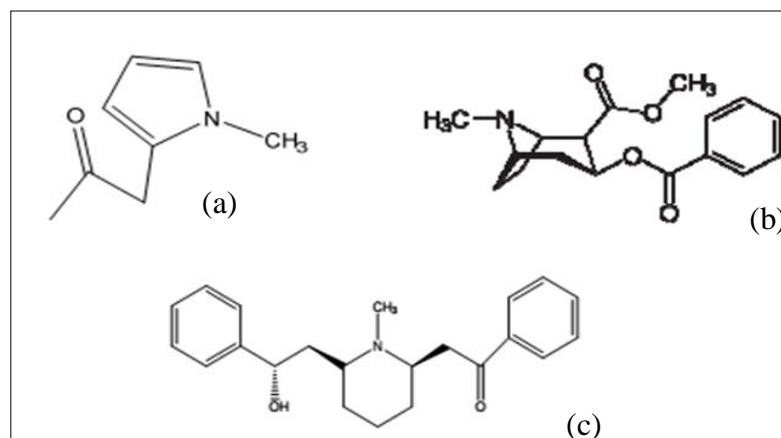


Figure II. 15 : Structure de quelques alcaloïdes vrais. (a) Hygrine, (b) Cocaine et (c) Lobélin

▪ **Pseudo-alcaloïdes :**

Ce sont des composés dont le squelette carboné de base ne dérive pas d'acide aminé. Il s'agit d'alcaloïdes aromatiques qui sont, dans la majorité des cas, des isoterpénoïdes comme la capsaïcine. La caféïne et la noréphédrine sont aussi des pseudo-alcaloïdes, (figure II.16).

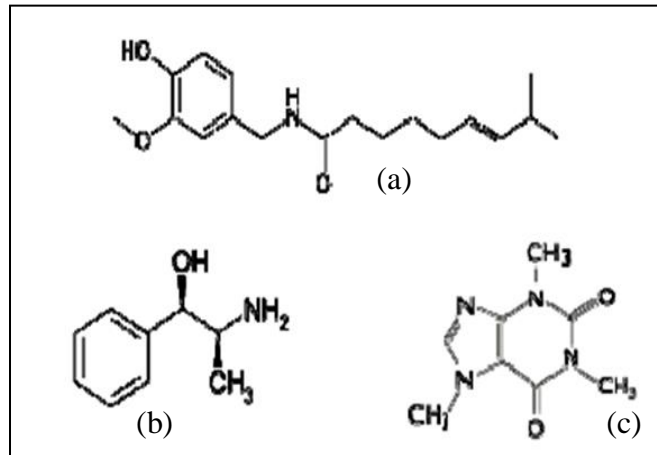


Figure II. 16: Structures de quelques pseudo-alcaloïdes.(a) Capsaicine, (b) Noréphédrine et (c) Caféïne

▪ **Proto-alcaloïdes**

Ce sont des amines simples qui dérivent d'acides aminés mais pour lesquels l'azote est en dehors des structures cycliques, certains s'associent à des résidus terpéniques, exemple: alcaloïdes indoliques monoterpéniques, utilisés contre le cancer (figure II.17).

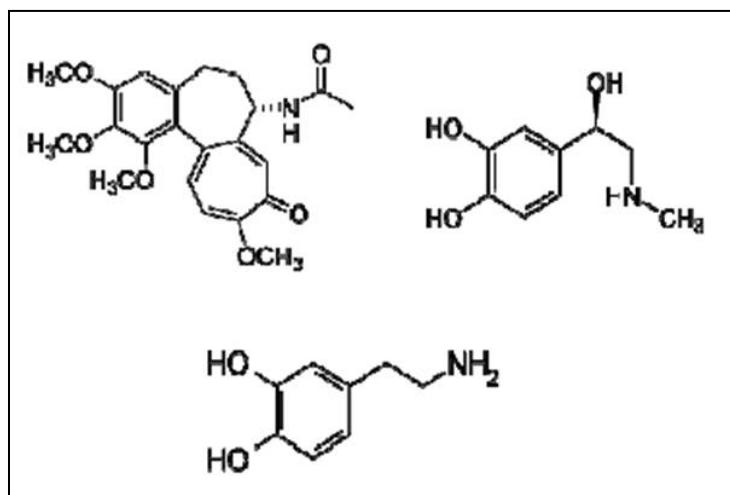


Figure II. 17: Exemple des proto-alcaloïdes

b. Selon leur composition chimique et structure moléculaire

Les alcaloïdes peuvent être divisés en plusieurs groupes :

- **Phénylalanines** : comme capsaïcine chez piment.
- **Alcaloïdes isoquinoléiques** : comme morphine, éthylmorphine.
- **Alcaloïdes quinoléiques**: se trouvent dans les écorces de Cinchona.
- **Alcaloïdes pyridiques et pipéridiques**: comme: ricinine chez ricin.
- **Alcaloïdes dérivés du tropane** : comme scopolamine et atropine chez la belladone.
- **Alcaloïdes stéroïdes**: racine de vératre, douce-amère ou aconite.

II.4.2.3. Propriétés pharmacologiques des alcaloïdes

Si dans les plantes, les alcaloïdes sont considérés comme des composés du métabolisme secondaire qui jouent un rôle écologique de défense contre les herbivores, chez l'homme ils trouvent cependant plusieurs applications pharmaceutiques [150,148] : ils ont de nombreuses utilisations en thérapeutique, notamment au niveau du système nerveux central, du système nerveux autonome et du système cardiovasculaire [151].

Ils sont aussi utilisés comme des agents anticancéreux, ils ont un effet sur les troubles nerveux (maladie de Parkinson) [152]. Leur utilisation est sous forme de préparation galénique ou servant de matière première d'hémi-synthèse [151].

II.4.2.4. Propriétés physico-chimiques des alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances azotées ayant des masses moléculaires très variables de 100 à 900 g/mol [153]. Les alcaloïdes et leurs sels purs sont, en général des produits solides cristallisés, caractérisés par un point d'ébullition propre. Certains d'entre eux sont amorphes et se trouvent sous forme de cires. D'autres, ayant de faibles points d'ébullitions sont à l'état liquide sous forme d'huiles et ont une viscosité variable [154].

Ils sont solubles, dans l'eau et les solvants organiques polaires comme les alcools, tant qu'ils sont placés en milieu acide (sels d'alcaloïdes), ils sont solubles aussi, dans les solvants organiques peu polaires comme le dichlorométhane, le chloroforme, etc...en milieu alcalin (alcaloïdes sous forme de base) [155].

La basicité des alcaloïdes est très variable et dépend de la disponibilité du doublet libre de l'atome d'azote. Cette basicité est fortement influencée par la présence des groupements liés à l'atome d'azote : les groupements électro-attracteurs adjacents à l'atome d'azote diminuent la basicité tandis que les groupements électro donneurs la renforcent [156].

II.4.3. Terpénoïdes et stéroïdes

II.4.3.1. Terpénoïdes

II.4.3.1.1. Définition

Appelés aussi terpènes, constituent un vaste groupe de métabolites secondaires, ce sont des hydrocarbures naturels, de structure cyclique ou de chaîne ouverte [157]. En effet les plantes synthétisent plus de vingt-deux milles dérivés isopréniques qui possèdent des structures, des propriétés physiques et chimiques et activités biologiques très diverses [158].

Ils répondent dans la plupart de cas à la formule générale (C_5H_8) [159], c'est-à-dire leur particularité structurale la plus importante est la présence dans leur squelette d'unité isoprénique (figure II.18) à 5 atomes de carbone [160]. Les précurseurs de tous les isoprénoïdes, le pyrophosphate d'isopentényle (IPP) et son isomère allylique pyrophosphate diméthylallyl (DMAPP), avec près de 40 milles structures moléculaires [161]. Ils constituent une importante classe de produits secondaires, hydrophobes quelquefois volatils et unis par une origine commune [162].

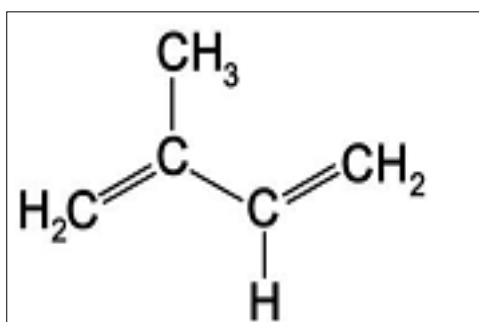


Figure II. 18:Molécule d'isoprène [163]

II.4.3.1.2. Classification des terpènes

Les terpènes forment un groupe de produits naturels largement représentés et d'un intérêt chimique considérable. Bien que de structures très diverses, ils ont un caractère commun: ils peuvent être virtuellement déconnectés en unités isopréniques. De ce fait, la classification des terpenoïdes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène, ce qui donne des : hémiterpènes (C5), monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), sesterpènes (C25), triterpènes (C30), tetraterpènes (C40) et polyterpènes comme indiqué sur la figure II.19. Les structures de chaque classe sont présentées dans l'annexe I [164,165].

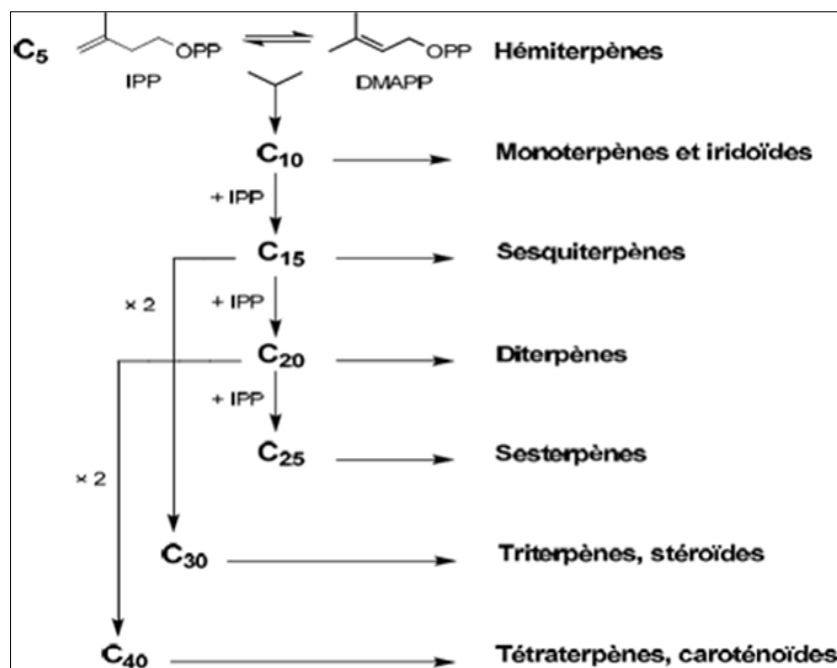


Figure II. 19: Classification des composés terpénique

II.4.3.2. Stéroïls

Les stéroïls possèdent une structure chimique proche de celle du cholestérol. Cette proximité permet à ces derniers de tromper l'organisme permettant ainsi de limiter le passage du cholestérol de l'intestin vers le sang. Ce sont des substances naturelles stéroïdiques caractérisées par un noyau polycyclique portant une fonction alcool [166].

Selon l'IUPAC, les stéroïdes incluent tous les lipides possédant un noyau cyclopentanophénanthrénique (stérane) ou dérivant de celui-ci [164]. Cette définition ne catégorise pas les différents types de stéroïdes. Toutefois, l'IUPAC précise que les « stéroïls sont des stéroïdes » se caractérisant par la présence d'un groupe hydroxyl -OH sur le carbone C3. En revanche, pour plusieurs biochimistes, les « stéroïls constituent une catégorie à part, entière incluant les stéroïdes, ainsi que cinq autres sous-classes [167], la figure (II.20) représente quelques structures. Les cinq sous-classes sont :

- **Stéroïls et dérivés** : cholestérol, phytostérol et stérides.
- **Stéroïdes** : œstrogènes, androgènes, gluco- et minéralocorticoïdes.
- **Mécoptéroïdes** : vitamine D.
- **Stéroïdes conjugués.**
- **Humanoïdes.**

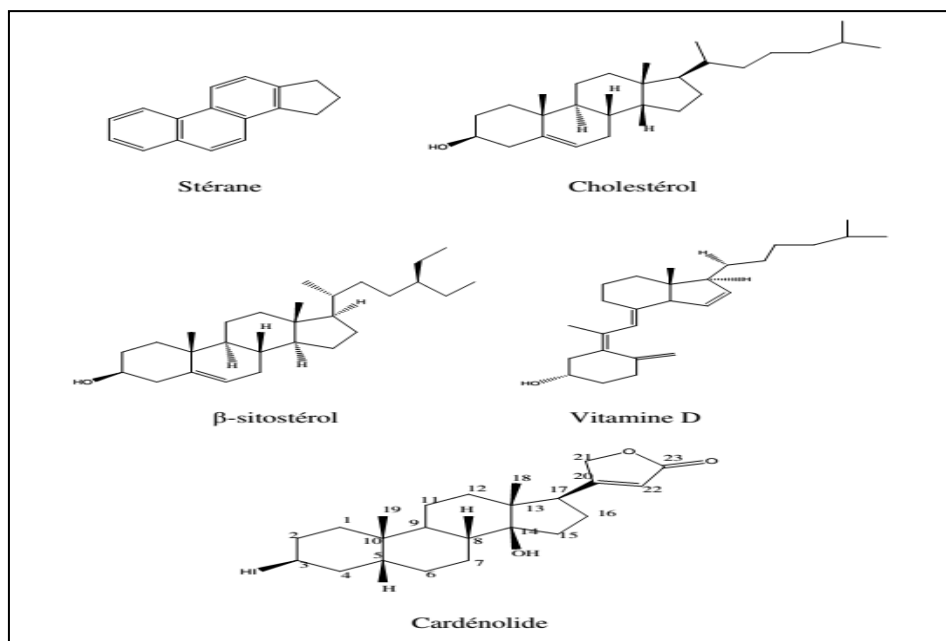


Figure II. 20: Quelques exemples des stéroïdes

II.4.3.3. Intérêts des terpènes et des stérols

- Les Terpénoïdes sont connus comme doués de propriétés antifongiques et antibactériennes. Le mécanisme des terpénoïdes n'est pas bien connu mais, il pourrait induire une destruction de la membrane du microorganisme par une action lipophile [168].
- Les triterpènes font un groupe de produits naturels de première importance dans les terpènes. Ils sont responsables d'une multitude d'activités biologiques : cytostatique, antivirale, insecticide, anti-inflammatoire, molluscicide et analgésique [169].
- Le β -sitostérol appartient à la famille des stérols végétaux ou phytostérols, composés naturels présents dans toutes les plantes. Le β -sitostérol est comparable au cholestérol. Il peut aider à réduire le taux de cholestérol en limitant la quantité de cholestérol qui peut entrer dans le corps. Le β -sitostérol est également reconnu pour son activité anti-inflammatoire [170].
- Les stérols sont des constituants de membranes cellulaires qui jouent un rôle très important dans la perméabilité de celles-ci et aussi dans la prolifération cellulaire [167,171].

PARTIE

EXPERIMENTALE

***III. MATERIELS
ET
METHODES***

Ce travail de recherche a été réalisé au laboratoire pédagogique de chimie de la faculté des sciences exactes et sciences de la nature et vie, département des sciences de la matière.

- **Objectif général :**

Etudier les différents organes de la plante *Amarilla sacaca* qui est cultivée à l'ITDAS de la Wilaya de Biskra, ces parties se présentent en: Feuilles, fleurs, tiges, graines et racines.

- **Objectifs spécifiques :**

- ✓ Caractérisation qualitative des métabolites secondaires qui existent dans la plante de *Amarilla sacaca* par un criblage phytochimique.
- ✓ Extraction par macération et étude de l'effet de solvant (solvant polaire et apolaire).
- ✓ Etude quantitative des différents extraits obtenus par quantification des polyphénols totaux, des flavonoïdes totaux et des flavonols totaux par dosage colorimétrique.

III.1. Matériels

III.1.1. Matière végétale

Dans ce travail de recherche, le matériel végétal est représenté par la variété *Amarilla sacaca* c'est une variété de quinoa. Cette plante a été récoltée au mois de décembre 2019 de la station des bio-ressources d'El Outaya qui appartient à l'Institut Technique de Développement de l'Agronomie Saharienne (ITDAS) de la wilaya de Biskra.



Figure III. 1: *Amarilla sacaca*

III.1.2. Echantillonnage

On préparé cinq type d'échantillonnage :

- Grain

- Fleur.
- Feuille.
- Tige
- Racine

III.1.3. Réactifs chimiques

Une série de produits chimiques ont été utilisés pour la réalisation de ce travail de recherche. Ils sont représentés dans le tableau III.1 (annexe II).

Tableau III. 1 : Réactifs chimiques

Réactifs chimiques	
Hexane	Eau distillée
Éthanol	Acétone
Réactif de dragendorf	Réactif de Mayer
Liqueur de Fehling	Acide chlorhydrique(HCl)
Hydroxyde de sodium (NaOH)	Magnésium
Acide sulfurique (H ₂ SO ₄)	Chlorure de fer(FeCl ₃)
Acide acétique(C ₂ H ₄ O ₂)	Chloroforme (CHCl ₃)
Anhydride acétique	Rutine
Acide gallique	Chlorure d'aluminium
Carbonate de sodium	Quercetine
Réactif de Folin-ciocalteu	Acétate de sodium

III.1.4. Matériels du laboratoire

Le matériel du laboratoire utilisé est représenté en différentes verreries et outils, Ils sont représentés dans le tableau III.2.

Tableau III. 2: Matériels du laboratoire

Matériels du laboratoire	
Éprouvette graduée	Porte-tubes à essai
Béchers	Papier filtre
Entonnoirs	Papier aluminium
Erlenmeyers	Parafilm
Tubes à essai	Spatule
Fiole jaugée	Creuset
Micropipette	Bain marie

III.1.5. Appareillage

Les appareils utilisés dans cette recherche sont (annexe III):

- Plaque chauffante
- Balance de précision
- Rotavapor
- Spectrophotomètre UV-visible

III.2. Méthodes

III.2.1. Séchage et broyage

Une fois on a récolté la plante, toutes les parties a étudié ont été lavées à l'eau distillée et séchées à l'abri de la lumière pour éviter la perte des substances actives. Ce séchage est effectué dans un endroit protégé afin d'éviter la contamination causée par la poussière, les insectes ravageurs ou les rongeurs.

Après séchage tous les échantillons sont broyés séparément dans un broyeur. Stockés chacun dans des petites boîtes et étiquetés, conservés à l'ombre jusqu'à utilisation.

III.2.2. Criblage phytochimique

Ce sont des techniques qui permettent de déterminer les différents groupes chimiques contenus dans un organe végétal. Ce sont des réactions physicochimiques qui permettent d'identifier la présence des substances chimiques.

Les groupes phytochimiques sont nombreux, mais on peut citer les principaux : les alcaloïdes, les polyphénols (flavonoïdes, anthocyanes, tannins), les saponosides, les stéroïdes, les coumarines, les stérols, les terpènes...etc.

III.2.2.1. Préparation des extraits

Afin de préparer les extraits, On fait peser séparément et avec précision 2g de chaque poudre végétale (grains, feuilles, fleurs, tiges et racines), dans un creuset à l'aide d'une balance. On prépare quatre récipients afin de mettre séparément dans chacun 50 ml des solvants suivants : eau, hexane, acétone et éthanol. On fait introduire la quantité pesée de chaque échantillon, on laisse macérer à température ambiante pendant 2 heures. Après filtration avec papier Wattman n° 3, on obtient quatre extraits pour chaque échantillon.

III.2.2.2. Tests phytochimiques

III.2.2.2.1. Recherche des flavonoïdes

- **Test 1 (Test de Shinoda)**

A 5 ml d'extrait à tester, on ajoute, quelques copeaux de magnésium et quelques gouttes d'acides chlorhydrique (HCl), l'apparition d'une coloration rose ou rouge indique la présence des flavonoïdes [172].

- **Test 2 (NaOH)**

On prend 1ml de chaque extrait, on ajoute quelque goutte de soude (NaOH). L'apparition d'une couleur brun-jaunâtre indique la présence de flavonoïdes [172].

III.2.2.2.2. Recherche des tannins

On prend 1ml de chaque extrait, on ajoute 2 ml d'eau distillée et quelque goutte de chlorure ferrique(FeCl_3) diluée à 1%. L'apparition d'une coloration verte foncée ou bleue verte indique la présence des tanins [173].

III.2.2.2.3. Recherche des coumarines

On Prend 2ml de chaque filtrat, on ajoute 3ml de NaOH à 10%, l'apparition d'une couleur jaune indique la présence des coumarines [174].

III.2.2.2.4. Recherche des saponines

A 1 ml de l'extrait aqueux, on a ajouté quelques gouttes d'eau distillée dans un tube à essai. La solution a été agitée vigoureusement et l'apparition d'une mousse persistante stable pendant 2 min indique la présence des saponines [175].

III.2.2.2.5. Recherche des sucres réducteurs

On ajoute quelque goutte de la liqueur de Fehling à 1ml d'extrait puis on chauffe les tubes contenant les mélanges au bain marie à 40° C. Un test positif est indiqué par l'apparition d'une couleur rouge brique [176].

III.2.2.2.6. Recherche des glycosides

On fait introduire 1ml du chaque filtrat dans un tube à essai et on ajoute 0.4 ml d'acide acétique, on ajoute une goutte de chlorure ferrique(FeCl_3) et quelques gouttes de l'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré. L'apparition d'une coloration anneau marron indique la présence des glycosides [176].

III.2.2.2.7. Recherche des stérols et terpènes

▪ Test 1

On ajoute 1 ml d'anhydride acétique à 1ml de chaque filtrat, par la suite on ajoute quelques gouttes d'acide sulfurique concentré (réaction de Liebermann). L'apparition d'un anneau rouge indique la présence des triterpènes, et l'apparition d'une couleur verte indique la présence de stérols [174,176].

▪ Test 2

On ajoute 2 ml de chloroforme (CHCl_3) et quelques gouttes d'acide sulfurique (H_2SO_4) à 1 ml de chaque filtrat (réaction de Salkowski). L'apparition d'une couleur rouge écarlate dans la couche inférieure du filtrat indique la présence de stérols [176].

III.2.2.2.8. Recherche des alcaloïdes

▪ Test 1

On prend 1 ml de chaque filtrat, on ajoute à chaque tube quelques gouttes de réactif de dragendorff. L'apparition d'un précipité rouge-orangé indique la présence des alcaloïdes [176].

▪ Test 2

On prend 1 ml de chaque filtrat, on ajoute quelques gouttes de réactif de Mayer. L'apparition d'une couleur blanc-jaunâtre indique la présence des alcaloïdes [176].

III.2.3. Extraction et dosage des composés phénoliques

III.2.3.1. Extraction par macération

▪ Principe

La macération est une méthode traditionnelle couramment employée. Elle consiste en la mise en contact du matériel végétal avec le solvant sans ou avec agitation. Dans cette méthode on utilise des quantités considérables de solvants. En plus, elle se déroule à température ambiante, ce qui est très positif pour conserver l'intégrité des molécules [177 ,178].

▪ Mode opération

15g de poudre (grains, feuilles, fleurs, tiges et racines) sont mises à macérer séparément dans des béchers, en utilisant un solvant polaire (éthanol) et un solvant non polaire (hexane), pendant 24 heure à température ambiante, Cette étape est répéter trois fois. La filtration est réalisée sur papier filtre. Le filtrat de chaque échantillon est versé dans un ballon (solvant plus matières solubilisées) et évaporé à sec à l'aide d'un évaporateur rotatif muni d'une pompe à vide à une température de 55 °C pour éliminer tous le solvant (que ce soit éthanol ou hexane). Pour chaque échantillon (grains, feuilles, fleurs, tiges et racines) (annexe IV), on a obtenu deux extraits secs à analyser qu'on a pesés avec soin afin de quantifier leurs masses d'extraction : un extrait éthanolique, et un autre extrait de l'hexane. Le protocole d'extraction est résumé dans la figure III.2.

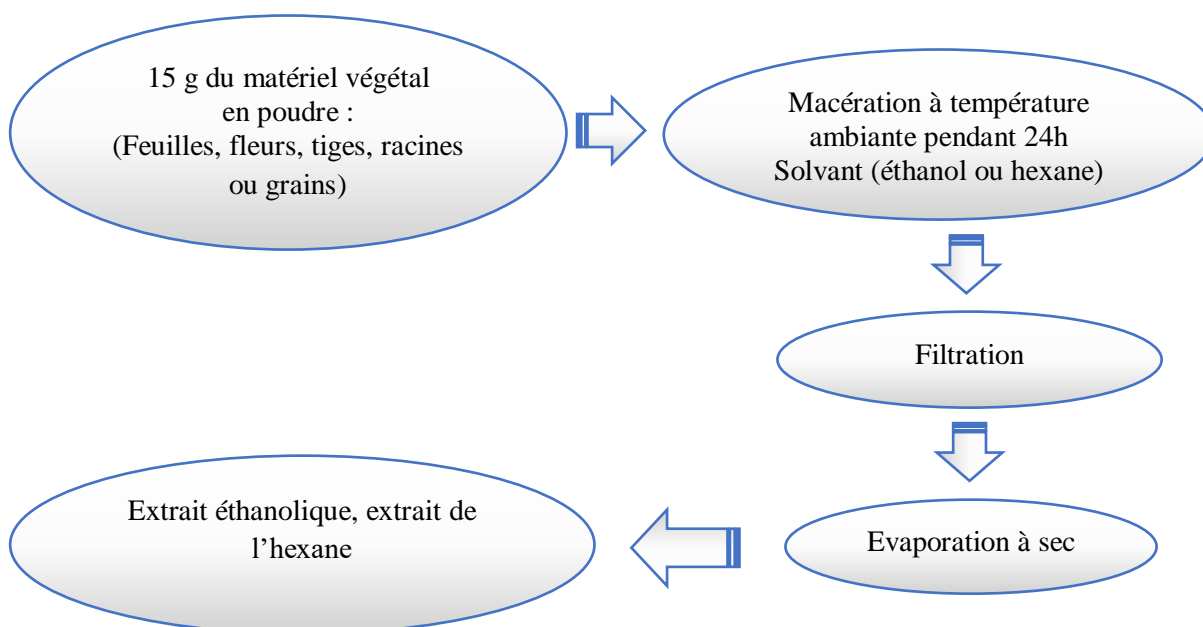


Figure III. 2: Protocole d'extraction par macération des différents organes d'Amarilla sacaca.

III.2.3.2. Détermination du rendement d'extraction

Le rendement est exprimé en pourcentage massique par rapport à la quantité de matière sèche selon la formule :

$$R (\%) = [M_1 / M_0] \times 100$$

R % : Rendement des extraits.

M₁ : Masse de l'extrait sec obtenu exprimée en g.

M₀ : Masse initial de l'organe de la plante séché exprimée en g.

III.2.3.3. Quantification des composés phénoliques

La détermination des composés phénoliques : polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et flavonols totaux présents dans les différentes parties de la plante *Amarilla sacaca* étudiée a été réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible.

III.2.3.3.1. Dosage des polyphénols totaux

▪ Principe

Le dosage des polyphénols totaux a été déterminé par spectrophotométrie, selon la méthode colorimétrique en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu [179]. Ce réactif de couleur jaune est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique.

Lorsque les polyphénols sont oxydés, ils réduisent le réactif de Folin-Ciocalteu en un complexe ayant une couleur bleu constitué d'oxyde de tungstène et de molybdène. L'intensité de la couleur est proportionnelle aux taux des composés phénoliques oxydés [180].

▪ Protocole

Le protocole utilisé (figure III.3) est basé sur celui décrit par Singleton et al. [181] en y apportant quelques modifications. Brièvement, dans des tubes à hémolyse en verre, un volume de 200 µl de chaque extrait a été ajouté, avec un mélange de 1 ml de réactif Folin-Ciocalteu dilué 10 fois, et 800 µl d'une solution de carbonate de sodium à 7,5 %. Les tubes sont agités et conservés pendant 30 min à l'obscurité (annexe V). L'absorbance est lue à **765 nm**. Chaque lecture est répétée trois fois. Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique à différentes concentrations (0,03 à 0,3 mg/ml). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/ g).

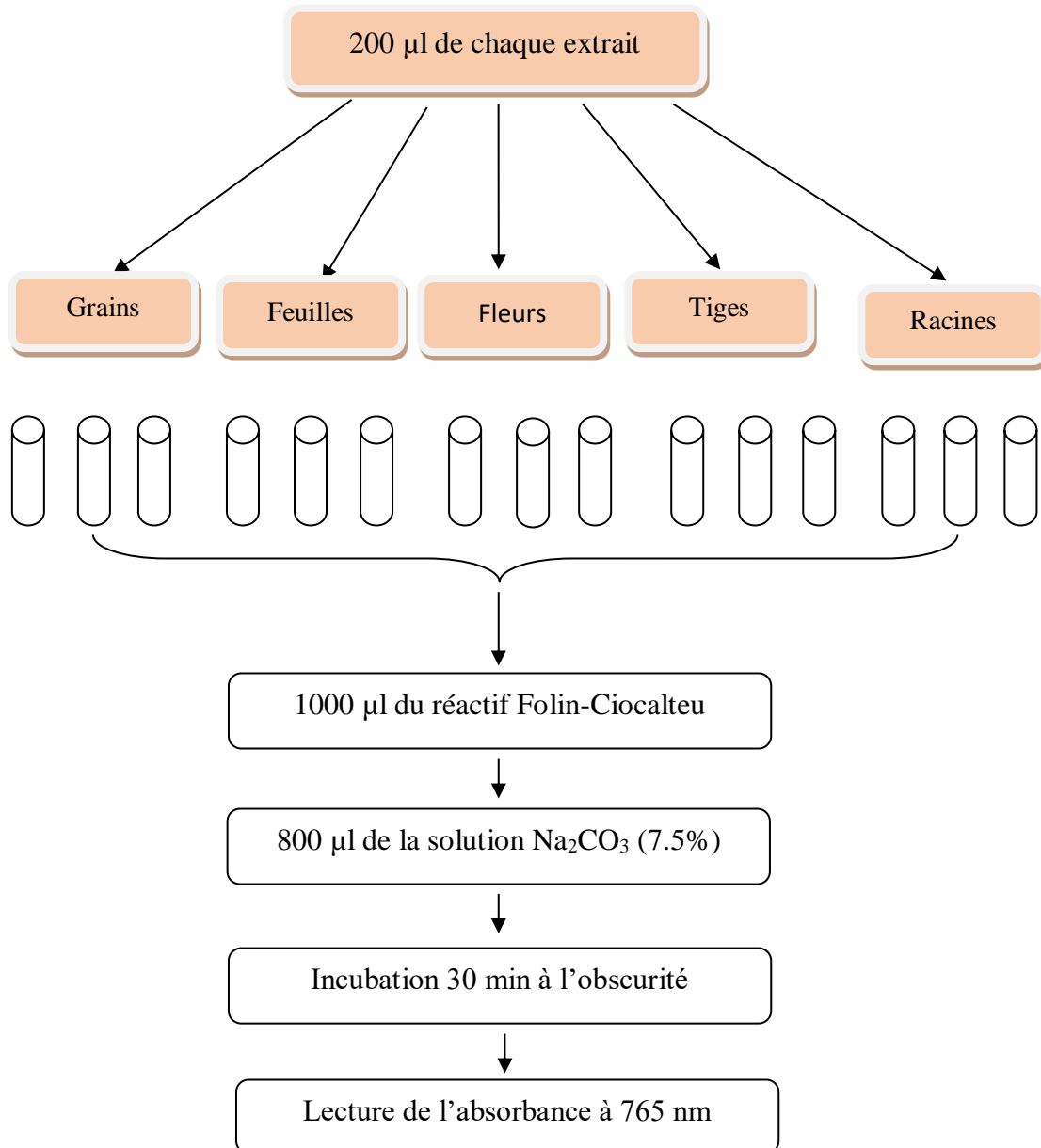


Figure III. 3: Protocole de dosage des polyphénols totaux

III.2.3.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux

▪ Principe

La méthode de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) cité par Djeridane et al. Est utilisé pour quantifier le contenu en flavonoïdes dans nos extraits [182].

Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (-OH) libre, en position 5 qui est susceptible de former avec son groupement -CO et le chlorure d'aluminium un complexe coloré. L'apparition de la couleur jaune indique la formation de ce complexe.

Ceci se traduit par le fait que le métal (Al) a perdu deux électrons pour s'unir à deux oxygènes de la molécule phénolique agissant comme donneurs d'électrons [183]. La formule du complexe entre le chlorure d'aluminium et le composé phénolique est présentée par la figure III.4.

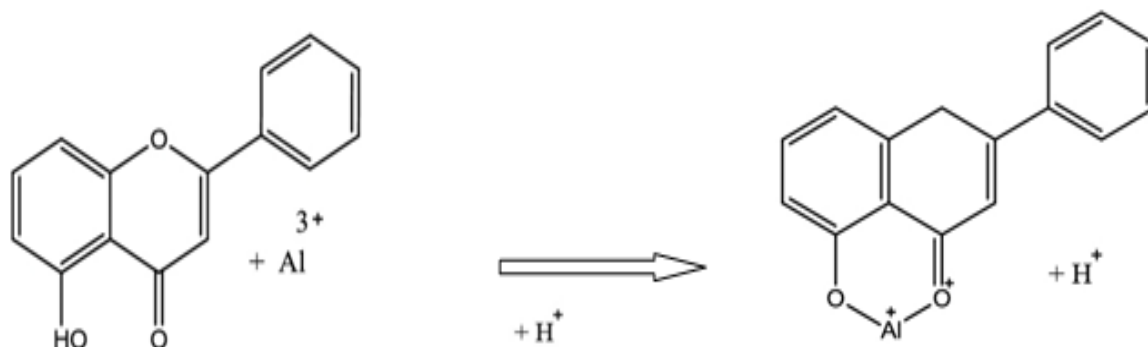


Figure III. 4: Réaction entre le chlorure d'aluminium et les flavonoïdes

Ce dernier présente une absorption maximale à **420 nm** dont l'intensité est proportionnelle à la quantité des flavonoïdes présente dans l'échantillon.

▪ Protocole

0.5 ml de chaque extrait ou standard (préparé dans l'éthanol) sont ajoutés à 0.5 ml de la solution d' $AlCl_3$ (2 % préparé dans l'éthanol). Après une heure d'incubation à l'obscurité (annexe VI), l'absorbance a été mesurée à $\lambda = 420 \text{ nm}$ (figure III.5). Chaque lecture est répétée trois fois.

La quantification des flavonoïdes totaux a été établie en fonction d'une courbe d'étalonnage linéaire réalisé par un standard étalon qui est la rutine, préparé à différentes concentrations de 0.01 à 0.1 mg/ml dans les mêmes conditions que l'échantillon. Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent de rutine par gramme de matière sèche (mg ER/g).

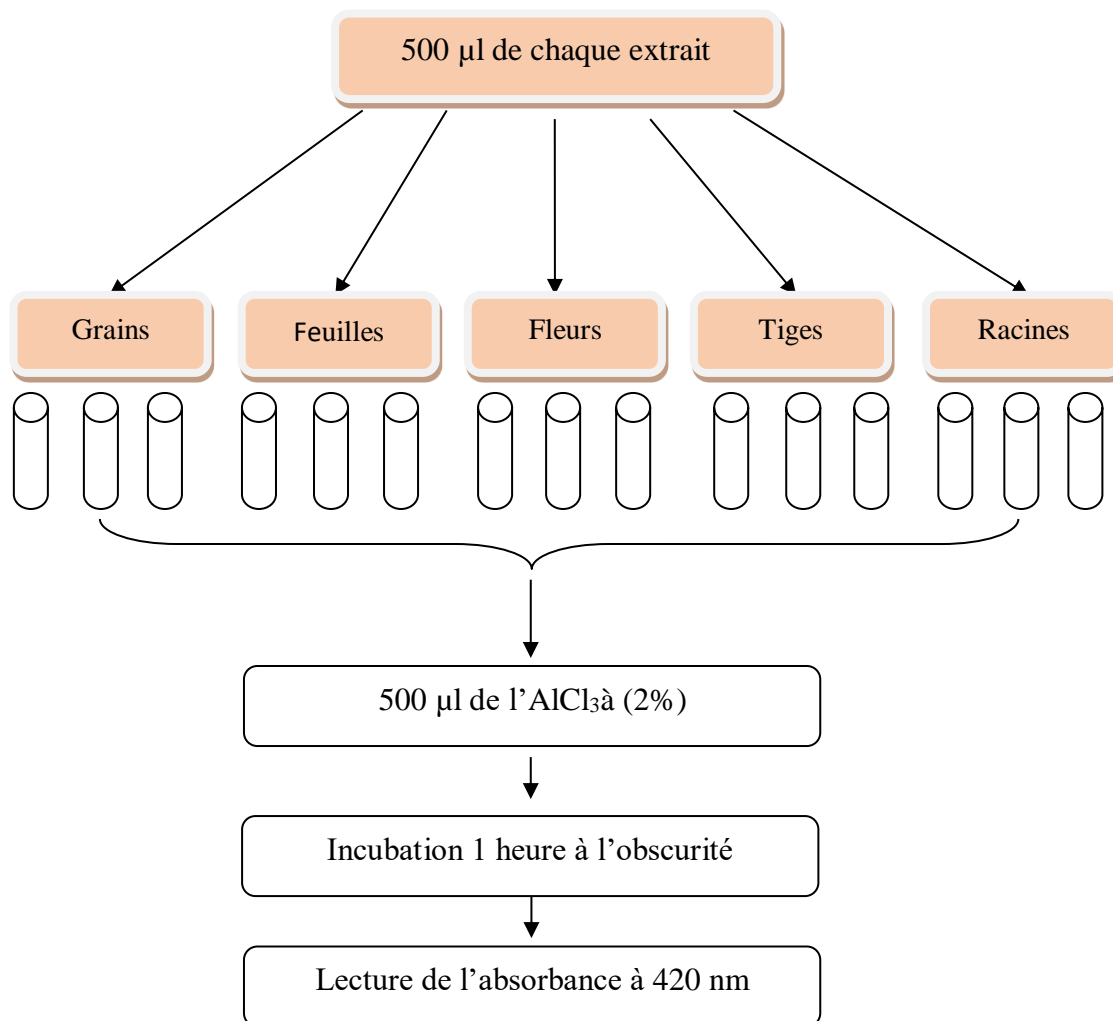


Figure III. 5: Protocole de dosage des flavonoïdes totaux

III.2.3.3.3. Dosage des flavonols totaux

La méthode d'acétate de sodium est utilisée pour le dosage des flavonols totaux, avec quelque modification [184].

▪ Protocole

On ajoute 1 ml d'une solution d'AlCl₃ (2%) et 1.5 ml d'acétate de sodium (50 g/l) pour 1 ml de chaque extrait, l'incubation se fait pendant 2 heures et demie à l'obscurité. L'apparition de couleur jaune foncé indique la présence des flavonols (annexe VII). L'absorbance de chaque solution a été mesurée à $\lambda = 440 \text{ nm}$.

Une courbe d'étalonnage a été réalisé en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la quercétine à différente concentration (0.01 à 0.1 mg/ml). Les résultats sont exprimés

en milligramme équivalent de la quercétine par gramme de matière sèche (mg EQ/g). Ce protocole est résumé dans la figure III.6 suivante :

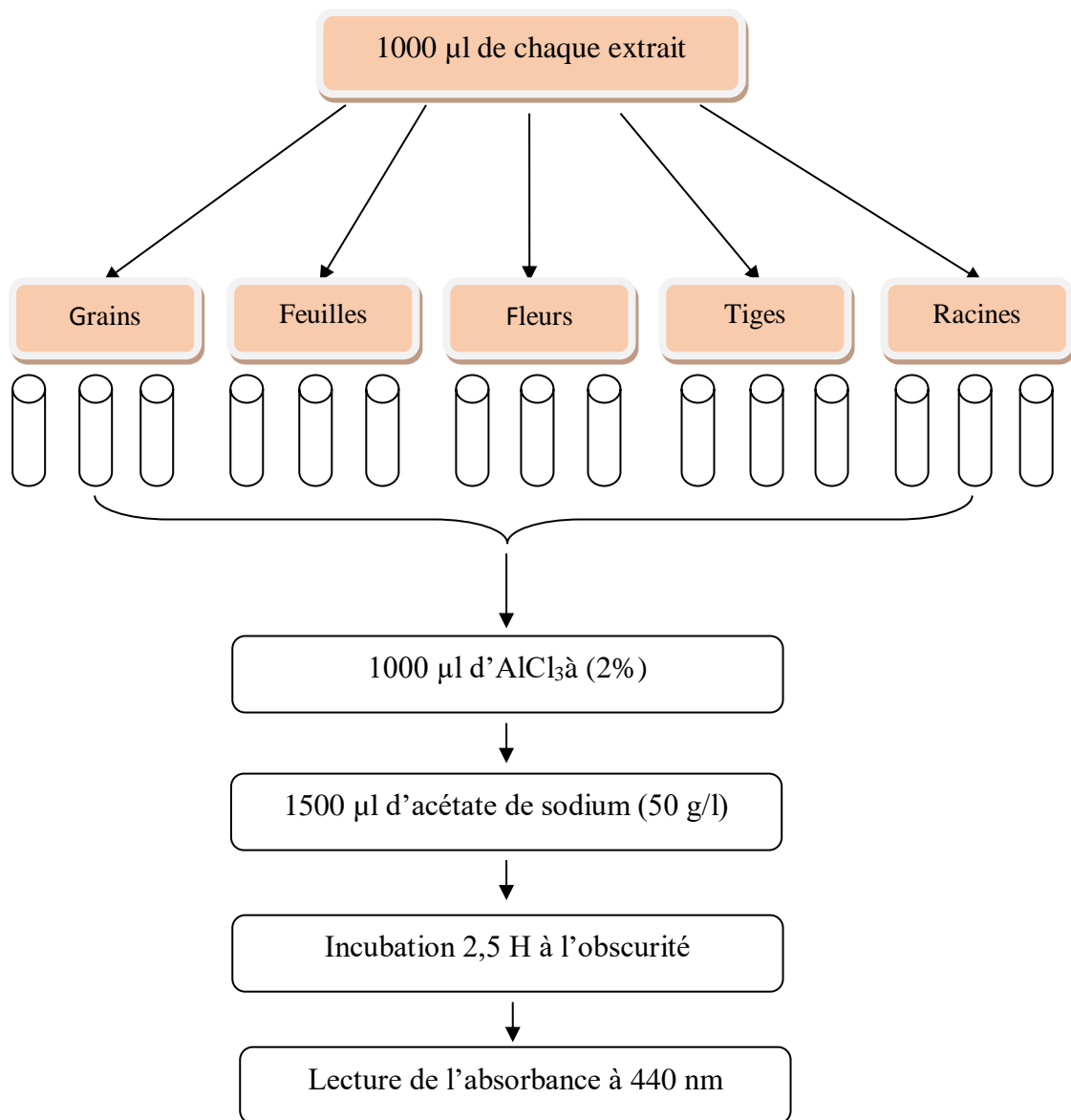


Figure III. 6 : Protocole de dosage des flavonols totaux

IV. RESULTATS
ET
DISCUSSIONS

IV.1. Criblage phytochimique

Les tests phytochimiques consistent à détecter les différentes familles de composés, qui existent dans la plante par des réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions sont basées sur des phénomènes de précipitation ou de coloration par des réactifs spécifiques (annexe VIII).

IV.1.1. Criblage phytochimique pour les extraits d'éthanol

Les résultats du criblage phytochimique effectué sur les différents organes d'*Amarilla sacaca* macérés dans l'éthanol sont rassemblés dans le tableau IV.1 suivant.

Tableau IV. 1: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits d'éthanol, de différents organes d'*Amarilla sacaca*

		Organes					
		Tests	Fleurs	Feuilles	Graines	Tiges	Racines
Composés phénoliques	Flavonoïdes	Shinoda	+	+	-	-	-
		NaOH	-	-	+	+	+
	Tanins		-	+	-	-	-
	Coumarines		-	+	-	+	++
	Saponines		+++	+++	+++	+++	+++
Métabolites primaires	Sucres réducteurs		-	+	-	-	-
	glycosides		++	+	++	-	++
Stéroles et terpènes	Liebermann Burchard		+++	++	-	++	-
	Salkowski		++	+	++	+	+
Alcaloïdes	Mayer		-	-	++	-	+
	Dragendrof		+	-	++	+	+

(-) : Absence (+) : Présence (++) : Présence forte (+++) : Présence très forte

❖ Interprétation des résultats

On a utilisé deux tests différents pour la détection des flavonoïdes dans les extraits d'éthanol, qui sont le test de Shinoda et le test de NaOH, les résultats indiquent la présence des flavonoïdes dans tous les extraits, la présence des tanins uniquement dans les extraits des feuilles, la présence des coumarines dans les extraits des feuilles, tiges et racines, la présence des saponines dans tous les extraits, la présence des sucres réducteurs uniquement dans les extraits des feuilles, l'absence des glycosides dans les extraits des tiges, pour la détection des stérols on a utilisé deux tests différents qui sont le test de Libermann Burchard et le test de Salkowski, on rassemblant les résultats on peut constater la présence des stérols dans tous les extraits, pour la détection des alcaloïdes on a utilisé le test de Mayer et le test de Dragendrof, la présence des alcaloïdes est observée dans tous les extraits sauf les extraits des feuilles.

IV.1.2. Criblage phytochimique pour les extraits de l'hexane

Les résultats du criblage phytochimique effectué sur les différents organes d'*Amarilla sacaca* macérés dans l'hexane sont rassemblés dans le tableau IV.2 suivant.

Tableau IV. 2: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'hexane, des différents organes d'*Amarilla sacaca*

		Organes					
		Fleurs	feuilles	Graines	tiges	racines	
Composés phénoliques	Flavonoïdes	Shinoda	+	+	-	-	+
		NaOH	-	-	+	+	-
	Tanins		-	-	-	-	-
	Coumarines		-	-	-	-	+
	Saponines		-	-	-	-	-
Métabolites primaires	Sucres réducteurs		-	-	-	-	-
	glycosides		++	+	++	++	+
Stérols et	Libermann Burchard		++	+	++	+	++

	Salkowski	+	+	++	-	-
Alcaloïdes	Mayer	-	-	-	-	-
	Dragendrof	+	+	+	+	-

(-) : Absence (+) : Présence (++) : Présence forte (+++) : Présence très forte

❖ Interprétation des résultats

On a utilisé deux tests différents pour la détection des flavonoïdes dans les extraits de l'hexane, qui sont le test de Shinoda et le test de NaOH, les résultats indiquent la présence des flavonoïdes dans tous les extraits. L'absence des tanins dans tous les extraits, la présence des coumarines uniquement dans les extraits des racines, l'absence des saponines dans tous les extraits, l'absence des sucres réducteurs dans tous les extraits, la présence des glycosides dans tous les extraits. Concernant les stérols, on a utilisé deux tests qui sont le test de Libermann Burchardet et le test de Salkowski, on a constaté la présence des stérols dans tous les extraits, pour la détection des alcaloïdes, on a utilisé Mayer et le test de Dragendrof, on a constaté l'absence de ces derniers dans les extraits des racines.

IV.1.3. Criblage phytochimique pour les extraits d'acétone

Les résultats du criblage phytochimique effectué sur les différents organes d'*Amarilla sacaca* macérés dans l'acétone sont rassemblés dans le tableau IV.3 suivant.

Tableau IV. 3: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'acétone, des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Tests		Organes				
		Fleurs	feuilles	Graines	tiges	racines
Composés phénoliques	Shinoda	-	-	-	-	-
	NaOH	-	+	+	+	+
	Tanins	+	+	-	-	-
	Coumarines	+	-	-	+	+

	Saponines	-	-	-	-	-
Métabolites primaires	Sucres réducteurs	-	-	-	-	-
	Glycosides	++	-	+	+	+
Stéroles et terpènes	Liebermann Burchard	-	+	++	-	++
	Salkowski	+	-	+	-	-
Alcaloïdes	Mayer	-	-	++	-	+
	Dragendrof	+	+	+++	+	+

(-): Absence (+) : Présence (++) : Présence forte (+++) : Présence très forte

❖ Interprétation des résultats

On a utilisé deux tests différents pour la détection des flavonoïdes dans les extraits de l'acétone, qui sont le test de Shinoda et le test de NaOH, les résultats indiquent la présence des flavonoïdes dans tous les extraits sauf pour les extraits des fleurs. L'absence des tanins dans les extraits des graines, des tiges et des racines. L'absence des coumarines dans les extraits des feuilles et des graines, l'absence des saponines dans tous les extraits, l'absence des sucres réducteurs dans tous les extraits, la présence des glycosides dans tous les extraits sauf l'extrait des feuilles. Concernant les stéroles, on a utilisé deux tests qui sont le test de Liebermann Burchard et le test de Salkowski, on a constaté l'absence des stéroles dans les tiges, pour la détection des alcaloïdes, on a utilisé Mayer et le test de Dragendrof, en rassemblant les résultats on a constaté la présence de ces derniers dans tous les extraits.

IV.1.4. Criblage phytochimique pour les extraits de l'eau

Les résultats du criblage phytochimique effectué sur les différents organes d'*Amarilla sacaca* macérés dans de l'eau sont rassemblés dans le tableau IV.4 suivant.

Tableau IV. 4: Résultats des tests phytochimiques préliminaires des extraits de l'eau, des différents organes d'Amarilla sacaca

Tests		Organes					
		Fleurs	feuilles	Graines	tiges	racines	
Composés phénoliques	Flavonoïdes	Shinoda	-	++	-	-	-
		NaOH	+	+	+	+	+
	Tanins		++	+	+	-	-
	Coumarines		+	+	+	+	++
	Saponines		++	++	++	++	++
Métabolites primaires	Sucres réducteurs		-	+	-	+	+
	Glycosides		++	+	-	++	+
Stérols et terpènes	Liebermann Burchard		++	+	++	++	++
	Salkowski		+++	+	-	++	-
Alcaloïdes	Mayer		-	+	++	+	-
	Dragendrof		+	+	-	+	++

(-): Absence (+) : Présence (++) : Présence forte (+++) : Présence très forte

❖ Interprétation des résultats

On a utilisé deux tests différents pour la détection des flavonoïdes dans les extraits de l'eau, qui sont le test de Shinoda et le test de NaOH, les résultats indiquent la présence des flavonoïdes dans tous les extraits. L'absence des tanins dans les extraits des tiges et des racines. L'existence des coumarines dans tous les extraits, la présence des saponines dans tous les extraits, l'absence des sucres réducteurs dans les extraits des fleurs et des graines, l'absence des glycosides dans les extraits des graines. Concernant les stérols, on a utilisé deux tests qui sont test de Liebermann Burchard et test de Salkowski, on a constaté la présence des stérols dans tous les extraits, pour

la détection des alcaloïdes, on a utilisé Mayer et le test de Dragendrof, en rassemblant les résultats on a constaté la présence de ces derniers dans tous les extraits.

IV.2. Rendement de l'extraction par macération

Les extraits ont été préparés par macération, en utilisant un solvant polaire qui est l'éthanol et un solvant apolaire qui est l'hexane, nous avons constaté que le rendement obtenu pour les extraits de l'éthanol est en général supérieur par rapport aux extraits de l'hexane, ces résultats sont rassemblés dans les tableaux IV.5 et IV.6 et présentés par les figures IV.1 et IV.2.

Tableau IV. 5: Rendement des extraits d'éthanol des différents organes d'Amarilla sacaca

Echantillons	Masse initiale(g)	Masse finale(g)	Rendement (%)
Graines	15	0.55	3.67
Racines	15	1.23	8.2
Fleurs	15	1.23	8.2
Feuilles	15	1.5	10
Tiges	15	1.55	10.33

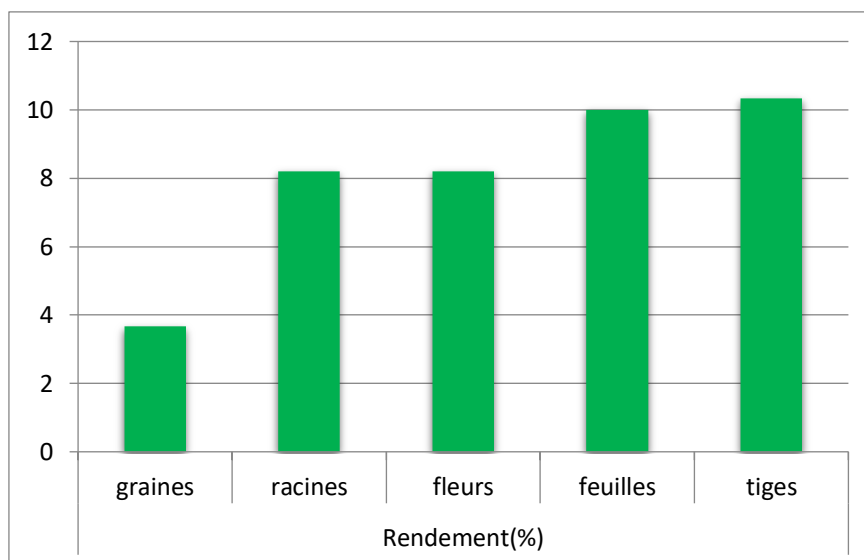
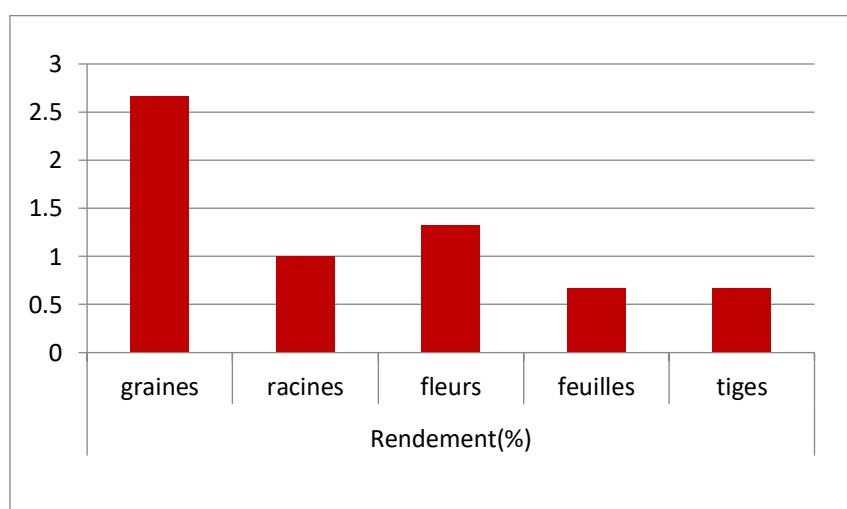


Figure IV. 1: Rendement des extraits d'éthanol des différents organes d'Amarilla sacaca

Tableau IV. 6: Rendement des extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillons	Masse primaire(g)	Masse finale(g)	Rendement (%)
Graines	15	0.4	2.67
Racines	15	0.15	1
Fleurs	15	0.2	1.33
feuilles	15	0.1	0.67
Tiges	15	0.1	0.67

**Figure IV. 2:** Rendement des extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

❖ Interprétation des résultats

- **Les extraits de l'éthanol :** Il est très clair que les valeurs de rendement d'extraction entre les différents organes d'*Amarilla sacaca* qui sont les feuilles, fleurs, tiges, racines et graines ne sont pas les même. La plus grande valeur revient aux tiges (10.33%) suivi par les feuilles (10%), ensuite les racines et les fleurs (8.2%) et en dernier les graines (3.67 %).
- **Les extraits de l'hexane :** Il est très clair que les valeurs de rendement d'extraction entre les différents organes d'*Amarilla sacaca* qui sont les feuilles, fleurs, tiges, racines et graines ne sont pas les même. La plus grande valeur revient aux graines (2.67 %) suivi par les fleurs (1.33%), ensuite les racines (1 %) et en dernier les feuilles et les tiges (0.67%).

On peut probablement dire que cette différence est due à la polarité de solvant et à la partie utilisée de la plante.

IV.3. Analyse quantitative des composés phénoliques

IV.3.1. Teneurs en polyphénol totaux

La teneur en polyphénols totaux a été estimée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, C'est l'une des méthodes les plus anciennes conçue pour déterminer la teneur en polyphénols des plantes médicinales et des nourritures. L'acide gallique est le standard employé le plus souvent dans cette méthode.

En utilisant un graduant de concentration allant de 0.03 à 0.3 (mg/ml), pour l'acide gallique, on obtient les valeurs des absorbances correspondantes (tableau IV.7) à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis, les résultats obtenus sont représentés par une courbe d'étalonnage (figure IV.3). L'équation linéaire obtenue à partir de cette courbe est : $Y = 9.337 X - 0.144$, où Y représente l'absorbance et X représente la concentration. La valeur de $R^2 = 0.993$.

Tableau IV. 7: Absorbances de la gamme de concentration d'acide gallique

Concentration (mg /ml)	0.3	0.27	0.24	0.21	0.18	0.15	0.12	0.09	0.06	0.03
Absorbance à (765nm)	2.560	2.344	2.165	2.482	1.623	1.290	1.062	0.619	0.379	0.100

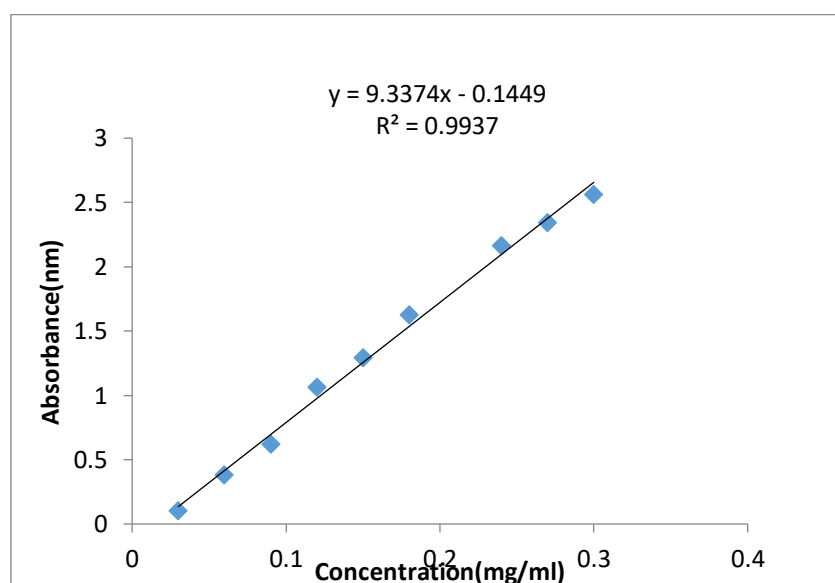


Figure IV. 3 : courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Les concentrations des polyphénols totaux des extraits d'éthanol et des extraits de l'hexane sont calculées à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie avec l'acide gallique ($Y = 9.337 X - 0.144$). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent d'acide gallique par un gramme de l'extrait (mg EAG/g d'extrait). Ces résultats ont permis de donner des estimations sur les quantités des polyphénols totaux contenus dans les échantillons d'*Amarilla sacaca*. Chaque essai a été répété trois fois ainsi que, chaque valeur reportée dans les tableaux suivants est une moyenne (tableau IV.8, tableau IV.9). Les figures (IV.4) et (IV.5) représentent ces résultats.

Tableau IV. 8: Teneur en polyphénols totaux dans les extraits éthanoliques
Des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait d'éthanol				
	Graine	Fleur	Feuille	Racine	Tige
Concentration (mg/ml)	1	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	0.203	0.335	1.353	0.223	0.516
Polyphénols totaux (mg EAG/g)	37.16	51.30	160.33	39.31	70.69

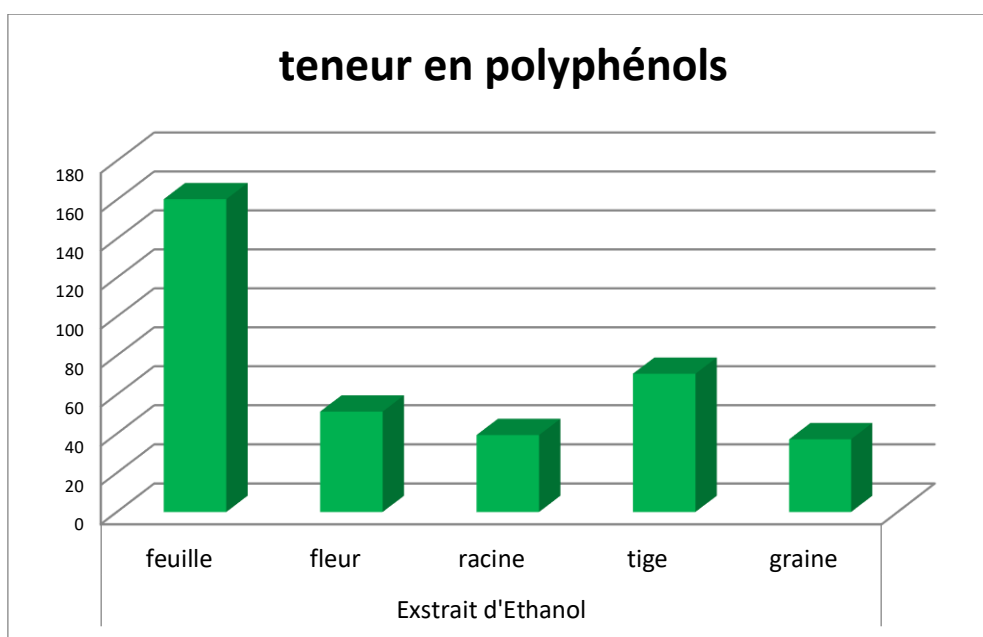
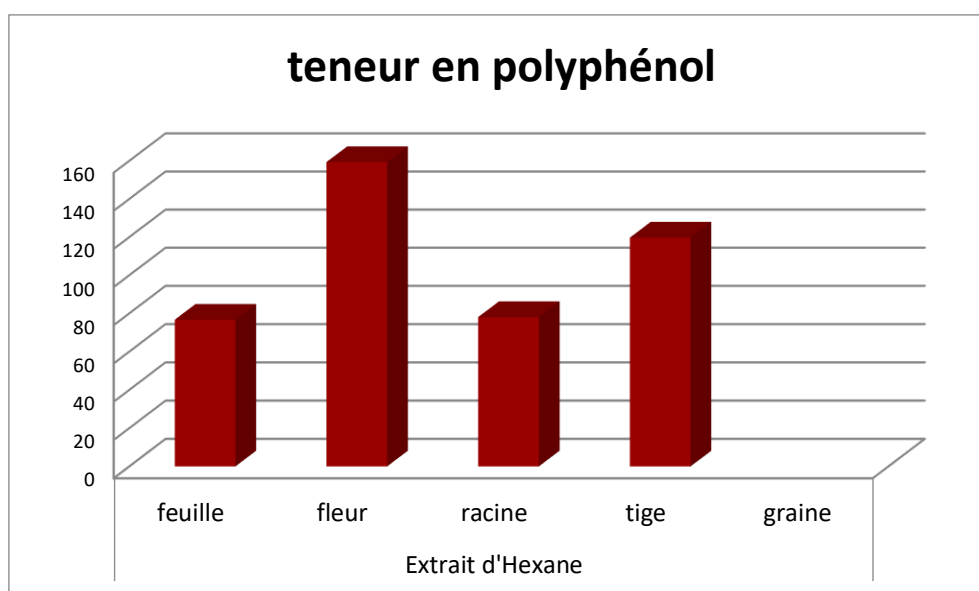


Figure IV. 4: Teneur en polyphénols totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Tableau IV. 9: Teneur en polyphénols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait d'hexane			
	Fleur	Feuille	Racine	Tige
Concentration (mg/ml)	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	1.344	0.572	0.585	0.974
Polyphénols totaux (mg EAG/g)	159.37	76.68	78.07	119.74

**Figure IV. 5 :** Teneur en polyphénols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

La quantification des polyphénols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca* été rassemblée dans le tableau (IV.10) suivant :

Tableau IV. 10: Teneur en polyphénols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca*

	Organes	Polyphenols totaux en mg EAG/g d'extraits
Extrait d'éthanol	Fleurs	51.3 ± 0.0306
	Feuilles	160.33 ± 0.1764
	Racines	39.31 ± 0.0046
	Tiges	70.69 ± 0.0055
	Graines	37.16 ± 0.0036
Extrait d'hexane	Fleurs	159.37 ± 0.0046
	Feuilles	76.68 ± 0.0177
	Tiges	119.74 ± 0.0915
	Racines	78.07 ± 0.0035

❖ **Interprétation des résultats :**

Il est très clair de constater d'après les résultats obtenus, que tous les extraits testés, contiennent des polyphénols mais avec des teneurs différentes.

- **Extraits d'éthanol :** La teneur en polyphénols totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure (IV.4) que la teneurs la plus élevée en polyphénols totaux revient à l'extrait des feuilles (160.33 ± 0.1764 mg EAG/g) suivi par l'extrait des tiges (70.69 ± 0.0055 mg EAG/g), suivi par l'extrait des fleur (51.3 ± 0.0306 mg EAG/g), et finalement les extraits des racines (39.31 ± 0.0046 mg EAG/g) et des graines (37.16 ± 0.0036 mg EAG/g) successivement.
- **Extraits de l'hexane :** La teneur en polyphénols totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure (IV.5) que la teneur la plus élevée en polyphénols totaux revient à l'extrait des fleurs

($159.37 \pm 0.0046\text{mgEAG/g}$) suivi par l'extrait des tiges ($119.74 \pm 0.0915\text{mgEAG/g}$), suivi par l'extrait des racines ($78.07 \pm 0.0035\text{mgEAG/g}$), et finalement les extraits des feuilles ($76.68 \pm 0.0177\text{mgEAG/g}$). Concernant les extraits des graines, ils n'ont pas été testés.

IV.3.2. Teneurs en flavonoïdes totaux

La teneur en polyphénols totaux a été estimée par la méthode de trichlorure d'aluminium (AlCl_3), la rutine a été utilisé comme standard, elle est employée le plus souvent dans cette méthode.

En utilisant un graduant de concentration allant de 0.01 à 0.1 (mg/mL), pour la rutine, on obtient les valeurs des absorbances correspondantes (tableau IV.11) à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis, les résultats obtenus sont représentés par une courbe d'étalonnage (figure IV.6). L'équation linéaire obtenue à partir de cette courbe est : $Y = 35.77 X - 0.25$, où Y représente l'absorbance et X représente la concentration. La valeur de $R^2 = 0.989$.

Tableau IV. 11: Absorbances de la gamme de concentration de la rutine

Concentration (mg /ml)	0.1	0.09	0.08	0.07	0.06	0.05	0.04	0.03	0.02	0.01
Absorbance (420nm)	2.918	2.950	2.733	2.203	1.948	1.366	1.314	0.816	0.390	0.161

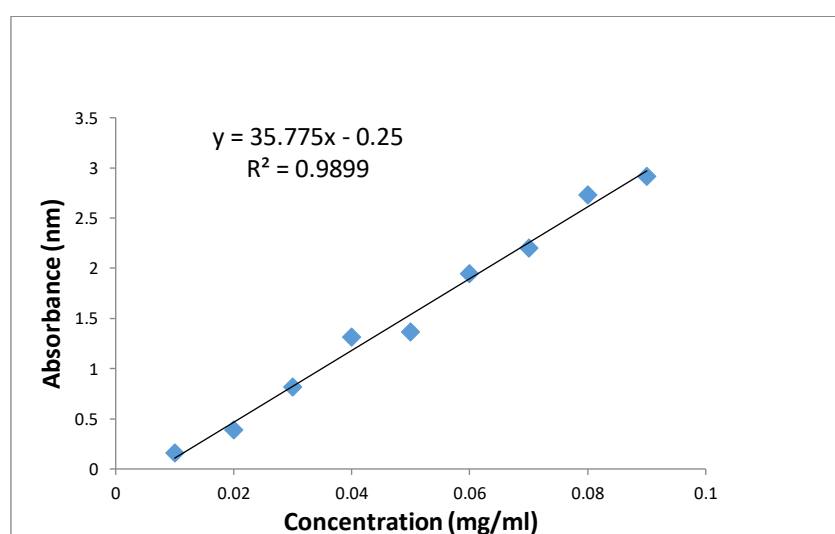


Figure IV. 6: courbe d'étalonnage de la rutine

Les concentrations des flavonoïdes totaux des extraits d'éthanol et des extraits de l'hexane sont calculées à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie avec la rutine ($Y = 35.77 X - 0.25$). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent de la rutine par un gramme de l'extrait (mg EAG/g d'extrait). Ces résultats ont permis de donner des estimations sur les quantités des flavonoïdes totaux contenus dans les échantillons d'*Amarilla sacaca*. Chaque essai a été répété trois fois ainsi que, chaque valeur reportée dans les tableaux suivants est une moyenne (tableau IV.12, tableau IV.13). Les figures (IV.7) et (IV.8) représentent ces résultats.

Tableau IV. 12: Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait d'éthanol				
	Graine	Fleur	Feuille	Racine	Tige
Concentration (mg/ml)	1	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	0.010	0.543	0.940	0.006	0.027
Flavonoïdes totaux (mg ER/g)	5.962	21.27	33.046	5.34	5.962

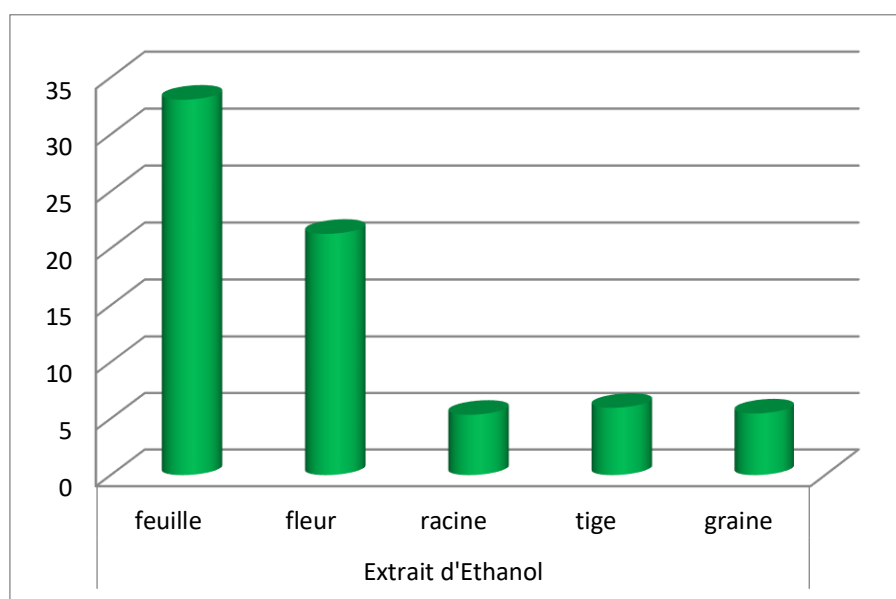
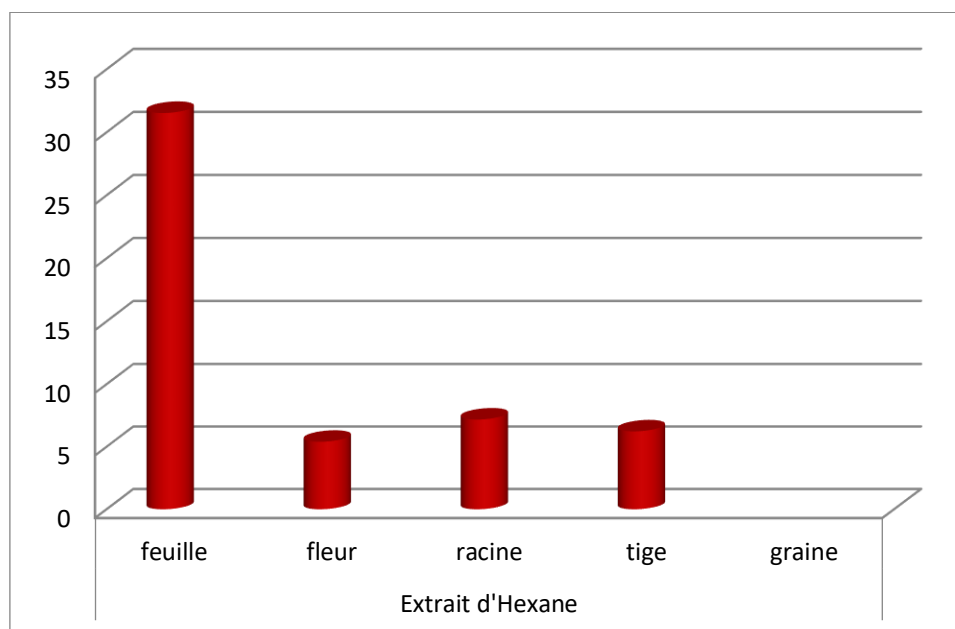


Figure IV. 7: Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Tableau IV. 13:Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait de l'hexane			
	Fleur	feuille	racine	Tige
Concentration (mg/ml)	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	0.008	0.889	0.068	0.036
Flavonoïdes totaux (mg ER/g)	5.398	31.533	7.178	6.23

**Figure IV. 8:**Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

La quantification des flavonoïdes totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca* été rassemblée dans le tableau (IV.14) suivant :

Tableau IV. 14: Teneur en flavonoïdes totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca*

	Organes	Flavonoïdes totaux en mg ER/g d'extrait
Extrait d'éthanol	Fleurs	21.27 ± 0.0063
	Feuilles	33.046 ± 0.0015
	Racines	5.34 ± 0.0015
	Tiges	5.962 ± 0.00057
	Graines	5.962 ± 0.002
Extrait d'hexane	Fleurs	5.398 ± 0.0005
	Feuilles	31.533 ± 0.001
	Tiges	6.23 ± 0.0015
	Racines	7.178 ± 0.0015

❖ Interprétation des résultats

Il est très clair de constater d'après les résultats obtenus, que tous les extraits testés, contiennent des flavonoïdes totaux mais avec des teneurs différentes.

- **Extraits d'éthanol :** La teneur en flavonoïdes totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure (IV.7) que la teneurs la plus élevée en flavonoïdes totaux revient à l'extrait des feuilles ($33.046 \pm 0.0015 \text{mgER/g}$) suivi par l'extrait des fleurs ($21.27 \pm 0.0063 \text{mgER/g}$), suivi successivement par les extraits des tiges ($5.962 \pm 0.00057 \text{mgER/g}$) et des graines ($5.962 \pm 0.002 \text{mgER/g}$) et enfin l'extrait des racines ($5.34 \pm 0.0015 \text{mgER/g}$).
- **Extraits de l'hexane :** La teneur en flavonoïdes totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure

(IV.8) que la teneur la plus élevée en flavonoïdes totaux revient à l'extrait des feuilles ($31.533 \pm 0.001\text{mgER/g}$) suivi par l'extrait des racines ($7.178 \pm 0.0015\text{mgER/g}$), suivi par l'extrait des tiges ($6.23 \pm 0.0015\text{mgER/g}$), et finalement les extraits des fleurs ($5.398 \pm 0.0005\text{mgER/g}$). Concernant les extraits des graines, ils n'ont pas été testés.

IV.3.3. Teneurs en flavonols totaux

La teneur en flavonols totaux a été estimée par la méthode d'acétate de sodium, la quercétine a été utilisée comme standard.

En utilisant un graduant de concentration allant de 0.01 à 0.1 (mg/ml), pour la quercétine, on obtient les valeurs des absorbances correspondantes (tableau IV.15) à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis, les résultats obtenus sont représentés par une courbe d'étalonnage (figure IV.9). L'équation linéaire obtenue à partir de cette courbe est : $Y = 24.59 X - 0.008$, où Y représente l'absorbance et X représente la concentration. La valeur de $R^2 = 0.994$.

Tableau IV. 15: Absorbances de la gamme de concentration de la quercétine

Concentration (mg /ml)	0.1	0.09	0.08	0.07	0.06	0.05	0.04	0.03	0.02	0.01
Absorbance (440nm)	2.5	2.1	1.99	1.78	1.44	1.18	0.97	0.75	0.53	0.2

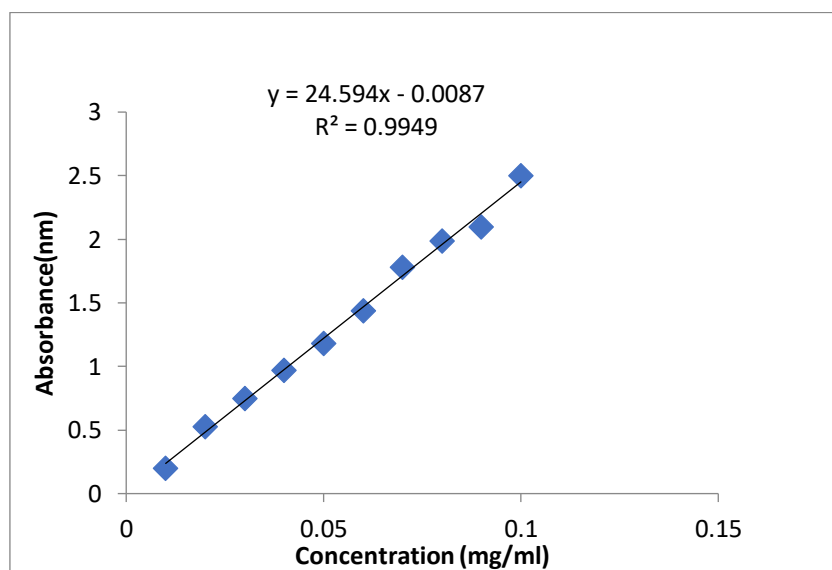


Figure IV. 9: courbe d'étalonnage de la quercétine

Les concentrations des flavonols totaux des extraits d'éthanol et des extraits de l'hexane sont calculées à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie avec la quercétine ($Y = 24.59 X - 0.008$). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent de la quercétine par un gramme de l'extrait (mg EQ/g d'extrait). Ces résultats ont permis de donner des estimations sur les quantités des flavonols totaux contenus dans les échantillons d'*Amarilla sacaca*. Chaque essai a été répété trois fois ainsi que, chaque valeur reportée dans les tableaux suivants est une moyenne (tableau IV.16, tableau IV.17). Les figures (IV.10) et (IV.11) représentent ces résultats.

Tableau IV. 16: Teneur en flavonols totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait d'éthanol				
	Graine	Fleur	Feuille	Racine	Tige
Concentration (mg/ml)	1	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	0.055	1.044	0.429	0.114	0.148
Flavonols totaux (mg EQ/g)	2.562	42.781	17.771	4.961	6.344

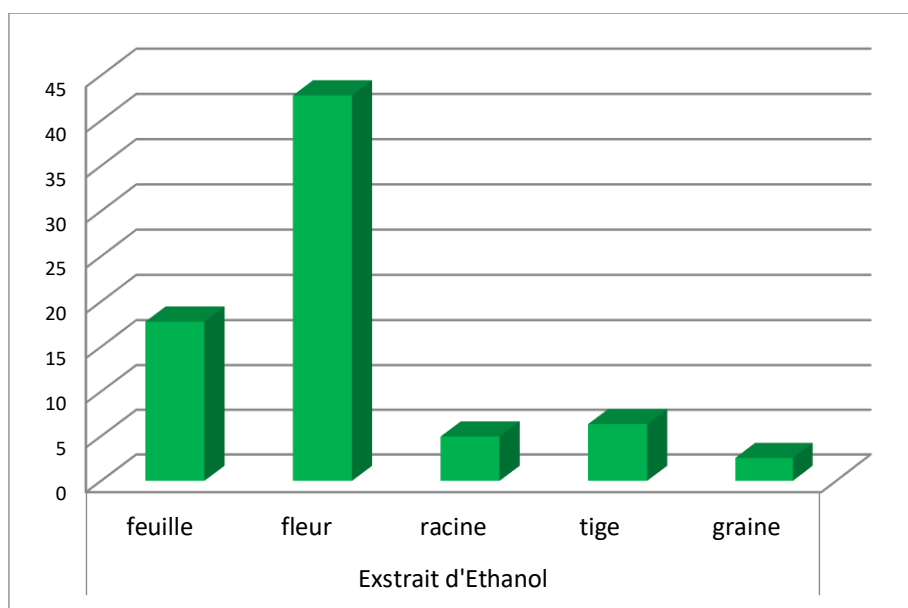
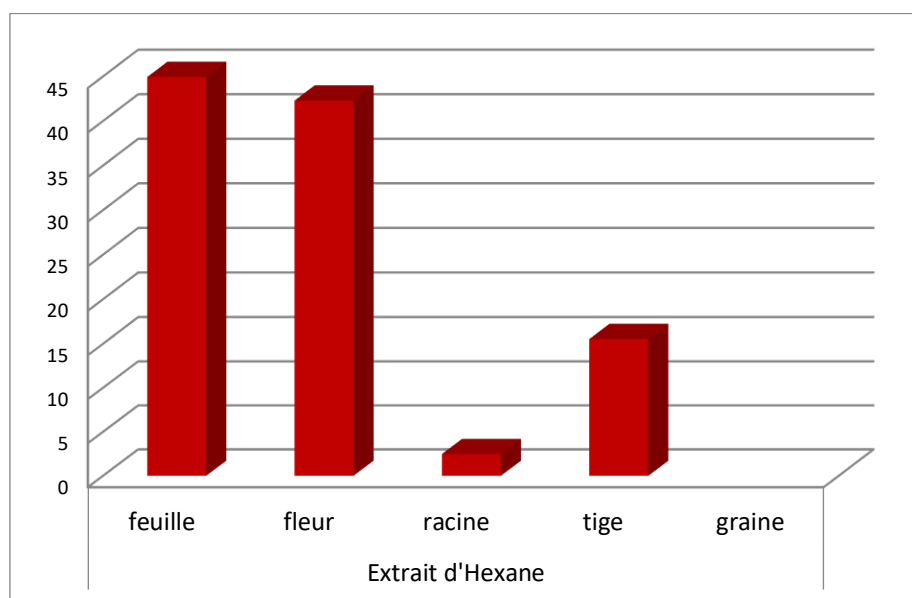


Figure IV. 10: Teneur en flavonols totaux dans les extraits éthanolique des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Tableau IV. 17: Teneur en flavonols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

Echantillon	Extrait de l'hexane			
	Fleur	Feuille	Racine	Tige
Concentration(mg/ml)	1	1	1	1
Absorbance moyenne (nm)	1.032	1.097	0.053	0.374
Flavonols totaux (mg EQ/g)	42.293	44.963	2.48	15.534

**Figure IV. 11:** Teneur en flavonols totaux dans les extraits de l'hexane des différents organes d'*Amarilla sacaca*

La quantification des flavonols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca* été rassemblée dans le tableau (IV.18) suivant :

Tableau IV. 18: Teneur en flavonols totaux dans les extraits d'éthanol et les extraits de l'hexane de la plante *Amarilla sacaca*

	Organes	Flavonols totaux en mg EQ/g d'extrait
Extrait d'éthanol	Fleur	42.781± 0.0032
	Feuille	17.771± 0.0015
	Racine	4.961± 0.002
	Tige	6.344± 0.0017
	Graine	2.562± 0.0006
Extrait d'hexane	Fleur	42.293± 0.003
	Feuille	44.963± 0.0015
	Tige	15.534± 0.002
	Racines	2.48± 0.001

❖ Interprétation des résultats

Il est très clair de constater d'après les résultats obtenus, que tous les extraits testés, contiennent des flavonols totaux mais avec des teneurs différentes.

- **Extraits d'éthanol :** La teneur en flavonols totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure (IV.10) que la teneurs la plus élevée en flavonols totaux revient à l'extrait des fleurs (42.781± 0.0032mgEQ/g) suivi par l'extrait des feuilles (17.771± 0.0015mg EQ/g),suivi par l'extrait des tiges (6.344± 0.0017mg EQ/g), et enfin les extraits des racines (4.961± 0.002mg EQ/g) et des graines (2.562± 0.0006mg EQ/g).
- **Extraits de l'hexane :** La teneur en flavonoïdes totaux est variables selon l'organe ou la partie de la plante, on peut constater que d'après les résultats présentés par la figure

(IV.11) que la teneur la plus élevée en flavonoïdes totaux revient à l'extrait des feuilles ($44.963 \pm 0.0015 \text{ mg EQ/g}$) suivi par l'extrait des fleurs ($42.293 \pm 0.003 \text{ mg EQ/g}$), suivi par l'extrait des tiges ($15.534 \pm 0.002 \text{ mg EQ/g}$), et finalement l'extrait des racines ($2.48 \pm 0.001 \text{ mg EQ/g}$). Concernant les extraits des graines, ils n'ont pas été testés.

CONCLUSION
GENERALES

Ce travail de recherche avait pour objectif d'évaluer qualitativement et quantitativement les différents organes : feuilles, fleurs, tiges, graines et racines, d'une plantes médicinales cultivées dans notre région et qui est une espèce du quinoa, sa cultivassions a très réussi dans les zones arides, elle est beaucoup plus utilisée dans l'alimentation et plus spécialement dans les régimes alimentaire, Amarilla sacaca. La méthode choisie pour l'extraction est la macération.

Le criblage phytochimique basé sur les tests spécifiques a permis de caractériser les groupes suivants : flavonoïdes, tanins , coumarines, alcaloïdes, stérols, saponines et composés réducteurs. Ces métabolites secondaires ont une grande valeur thérapeutique et médicinale vis-à-vis le stress environnemental ou oxydatif, en assurant des mécanismes de défenses aux agressions provoquant les maladies. La présence de ces composés dans les feuilles, fleurs, tiges, graines et racines d'Amarilla sacaca et l'utilisation de solvants d'extraction de polarité différentes : eau, acétone, éthanol et hexane a donné des résultats très variables et très distinctes, d'après leur contenu et leur présence.

L'extraction par macération des différents organes de la plante quinoa étudiées dans cette recherche, en utilisant deux solvants de polarité différentes ; l'éthanol qui est polaire et l'hexane qui est apolaire, nous a permis d'obtenir des rendements différents. Les meilleurs rendements ont été obtenu en utilisant l'éthanol comme solvant. Par comparaison des différents extraits des organes, les meilleurs rendements reviennent successivement aux extraits éthanolique des tiges et feuilles avec les valeurs 10.33% et 10%. Pour les extraits de l'hexane, le meilleur rendement revient à l'extrait des graines avec la valeur 2.67%, ces résultats confirment l'effet de solvants d'extraction.

L'estimation quantitative des polyphénols totaux, des flavonoïdes totaux et flavonols totaux dans les extraits analysés montre que tous les extraits sont riches en ces composés. Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, en utilisant la spectrophotométrie UV-Vis, et l'acide gallique comme standard. La teneur en polyphénols totaux la plus élevée revient à l'extrait éthanolique des feuilles (160.33 mg EAG/g) et la plus faible valeur revient à l'extrait éthanolique des graines (37.16 mg EAG/g), tandis que la teneur la plus élevée en polyphénols totaux concernant les extraits de l'hexane, revient à l'extrait des fleurs (159.37mgEAG) et la plus faible valeur revient à l'extrait des feuilles (76.68 me EAG/g).

Le dosage quantitatif des flavonoïdes totaux a été réalisé par la méthode de chlorure d'aluminium en utilisant la rutine comme standard. La teneur la plus élevée en flavonoïdes

totaux pour les extraits d'éthanol a été obtenu pour l'extrait des feuilles (33.046 mg ER/g) et la plus faible valeur revient à l'extrait des racines (5.34 mg ER/g). Concernant les extraits de l'hexane, la teneur la plus élevée en flavonoïdes totaux revient à l'extrait des feuilles (31.53 mg ER/g) et la valeur la plus faible revient à l'extrait des fleurs (5.398 mg ER/g).

La teneur en flavonols totaux a été réalisé selon la méthode d'acétate de sodium, et en utilisant la quercétine comme standard. Les résultats obtenus montrent que l'extrait éthanolique des fleurs représente la teneur la plus élevée (42.78 mg EQ/g) et la teneur la plus faible revient à l'extrait des graines (2.562 mg EQ/g). Pour les extraits de l'hexane, la teneur la plus élevée en flavonols totaux revient à l'extrait des feuilles (44.963mg EQ/g) et la plus faible valeur revient à l'extrait des racines (2.48 mg EQ/g).

Notre étude expérimentale nous a permis de faire une estimation qualitatif et quantitatif sur la plante quinoa et plus précisément l'espèce *Amarilla sacaca*, cette plante est très riche en différents composés métaboliques qui pourrait être utilisé dans le domaine pharmaceutique et médical.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUE

- [1] **Lhuillier A., 2007** : Contribution a l'étude phytochimique de quatre plantes malgaches *Agauria salicifolia* Hook.f ex Oliver, *Agauria polyphylla* Baker (*Ericaceae*), *Tambourissa trichophylla* Baker (*Monimiaceae*) et *Embelia concinna* Baker (*Myrsinaceae*), Thèse de doctorat. Toulouse.
- [2] **Benaissa O., 2011** : Etude des métabolismes terpénique et flavonique d'espèces de la famille des composées, genres *Chrysanthemum* et *Rhantherium*. Activité Biologique, Thèse doctorat, Université Mentouri Constantine. P : 63.
- [3] **Maurice N., 1997** : L'herboristerie d'antan à la phytothérapie moléculaire du XXIe siècle.Ed. Lavoisier, Paris.P : 12-14.
- [4] **Yifan Y., 2010**: Chinese Herbal Formulas Treatment Principles and Strategies, k;Elsevier.
- [5] **Boizot N., Charpentier J.P., 2006** : Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés L'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques. *INRA*. P : 79-82.
- [6] **Berra D., 2015** : Etude de l'effet du milieu d'extraction sur la composition des feuilles de *Matricaria Pubescens*. Mémoire de Master, Université Echahid Hamma Lakhdar El Oued.
- [7] **Bruneton J., 1993** : Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales, 2ème Ed. Lavoisier, Paris. P : 915
- [8] **Krief S., 2003** : Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, thèse doctorat, muséum national d'histoire naturelle. P : 32.
- [9] **Nasrine Benayad., 2008** : les huiles essentielles extraites des plantes médicinales, projet de recherche. Université Mohammed V-Agdal, Maroc. P : 04
- [10] **Del Castillo C., Mahy G., Winkel T., 2008** : Le quinoa en Bolivie : une culture ancestrale devenue culture de rente " bio-équitable ". *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* Vol 12(4). P : 421-435.
- [11] **Bazile D., 2013** : Développement territorial : Le quinoa, un catalyseur d'innovations. Ed. Perspective revue scientifique No 20. CIRAD. Paris. France. P : 1- 4.
- [12] **Vanel E., 2016** : Le Quinoa « mère des graines ». ConsoGlobe.<https://www.consoglobe.com>, consulté le : 06/03/2020.

- [13] **Herbillon M., 2015** : Le Quinoa : Intérêt nutritionnel et perspectives pharmaceutiques. Thèse doctorat en pharmacie. Université de Rouen, France.
- [14] **INIA_427., 2011** : Quinoa inia 427 - Amarilla Sacaca, Estacion experimental Agraria Andenes- CUSCO, Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú. P : 1-2.
- [15] **Carciochi R.A., Manrique G.D.,Dimitrov K., 2013** : Changes in phenolic composition and antioxidant activity during germination of quinoa seeds (*Chenopodium Quinoa Willd.*). International Food Research Journal. Vol 21(2). P: 767-773.
- [16] **Vega-G´alvez A., Miranda M., Vergara J., Uribe E., Puente L., Amart´mez E., 2010**: Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*). J. Sci. Food Agric. P: 2543-2545.
- [17] **FAO.,1998**:Food and Agriculture Organization of the United Nations. Under-utilized Andean food crops. Latin America and the Caribbean, Rome, Italy. P: 66
- [18] **FAO., 2011**:Food and Agriculture Organization of the United Nations. Proposition du gouvernement bolivien en vue d'une Année internationale du quinoa, Rome. P : 3-14, consulté le : 07/03/2020.
- [19] **Bhargava A., Shukla S., Rajan S., Ohri D.,2006**: Genetic Diversity For Morphological And Quality Traits In Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*). National Botanical Research Institute. Vol (54). P : 167–173.
- [20]Admin., **2012** :**Les origines du quinoa** « cuisine Amérique latine, quinoa » : <https://passion-ameriquelatine.com>, consulté le 07/03/2020.
- [21] **Cercam., 2014** : Fiche de synthèse quinoa Une culture à fort potentiel d'adaptation et de production pour le Maroc. P : 3.
- [22] **FAO., 2013** : Quinoa : Secrétariat de l'Année internationale du quinoa, Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Bureau régional pour l'Amérique latine et les Caraïbes, Av. Dag Hammarskjöld 3241, Vitacura, Santiago, Chili.

- [23] **Lebonvallet S., 2008** : Implantation du quinoa et simulation de sa culture sur l'altiplano bolivien. Thèse doctorat, France.
- [24] **Da Cunha veloso A., 2016** : Impacts de l'essor international du quinoa. Haute École de Gestion de Genève (HEG-GE), Suisse. P : 2-3.
- [25] **FAO., 1994**: Cultures marginalisées 1492: Une autre respectée. Production végétale et Protection des plantes, N°26. P : 141-145.
- [26] **Laguna.,2002** :Competitividad, externalidades et internalidades, un Reto para les organizaciones economicas campesinas: la inserción de la Asociación National de Productores de Quinoa en el mercado mundial de la quinua. *Debate Agrario*, N°34. P : 95-169.
- [27] **Tapia et Fries., 2007** :Guía de campo de los cultivos andinos. FAO y ANPE. Lima, Perú 2007.<http://www.fao.org/docrep/010/ai185s/ai185s.pdf>, consulté le 15/03/ 2020.
- [28] **Didier Bazile**: CIRAD Regional Director and INRA & IAVFF representative for the Mediterranean, the Middle East and the Balkans regions, CIRAD, France.
- [29] **FAOSTAT., 2010** : Disponível em:< <http://faostat.FAO.org/site/567/default.aspx#ancor>>. Acessado em setembro, consulté le : 13/03 /2020.
- [30] **FAO., 2016** : Food and Agriculture Organisation,Quinoa en Algérie. P : 16.
- [31] **Risi. Galwey., 1989** : Chenopodium grains of the Andes: a crop for temperate latitudes. New crops for food and industry/edited by GE Wickens, N. Haq, P. Day.
- [32] **Sophie Foucault S., 2014** : Effets d'un extrait de quinoa enrichi en 20- hydroxyecdysone dans un modèle d'obésité nutritionnelle: Application clinique. Thèse de Doctorat. Paris.
- [33] **Gandarillas., 1979** : La Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*): Botánica. In: La Quinoa y la Kañiwa, cultivos andinos. Tapia,M E. Gandarillas H. Alandia S. Cardozo A. Mujica A. (eds). CIID-IICA. Bogota, Colombia. P: 20-44.
- [34] **Lutz.,Bascuñán Godoy.,2017**: The Revival of Quinoa: A Crop for Health. A Crop for Health. P: 38-42.
- [35] **Bioversity International FAO.,2013**: Quinoa et ses espèces sauvages apparentées. Bolivie. N°538. P: 3-38.

- [36] **Valencia Chamorro S.A.,2004:** Quinoa. Ecole Polytechnique Nationale, Quito. Equateur. P : 1-7.
- [37] **Giusti., 1970 :** El género *Chenopodium* en Argentina: I. Números de cromosomas. Darwiniana. P: 98-105.
- [38] **E Haston JE., Richardson PF., Stevens., 2009:** The Linear Angiosperm Phylogeny Group (LAPG) III: a linear sequence of the families in APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*, Volume 161, Issue 2, October 2009. P : 128–131. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.2009.01000.x>, consulté le : 18/03/2020.
- [39] **Anonyme 1 :** la boîte à graine : Quinoa,Graines légumes fruit, légumes insolites <https://laboiteagraines.com>, consulté le : 18/03/2020.
- [40] **Tapia M.E., Gandarillas H., Alandia S., Cardozo A., Mujica A., Ortiz R., Otazu V.,Rea J., Salas B., Zanabria E., Eds. 1979 :** La Quinoa y la Kañiwa, cultivos andinos. Colombia, Bogota. P : 228.
- [41] **Adeline Gadenne.,2014 :** Plantes et Santé : le site de la phytothérapie, Le quinoa : histoire, bienfaits et mode d'emploi (21/07/2014)<https://www.plantes-et-sante.fr> consulté le : 18/03/2020.
- [42] **Jacobsen S.E.,Stølen O., 1993:** Quinoa - Morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. *European Journal of Agronomy*. Vol (2). P: 19-29.
- [43] **Bois J.F.,Winkel T., Lhomme J.P., Raffailac J.P., Rocheteau A., 2006:** Response of some Andean cultivars of quinoa (*Chenopodium Quinoa* Willd.) to temperature: Effects on germination, phenology, growth and freezing. *European Journal of Agronomy*. Vol (25). P: 299-308
- [44] **Izquierdo Fernández J.I., Mujica A., Jacobsen S.E., Marathée J.P.,Morôn C., 2001:** Cultivos andinos. Versiôn 1.0. (CD-Rom). Santiago, Chile: FAO. Accessible à : <http://www.rlc.fao/org/es/agricultura/pubs.html>.
- [45] **Mujica A., Izquierdo J., Marathee J.P., 2001 :** Origen y descripción de la quinoa. Quinoa (*Chenopodium Quinoa* Willd.) : ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro.

Mujica A. Jacobsen S. E. Izquierdo J. Marathe J. P. et FAO (eds). CIP, UNAP. FAO, CD Cultivos Andinos, version 1.0. Santiago, Chile.

[46] **Gordillo-Bastidas E., Díaz-Rizzolo D.A., Roura E., Massanés T., Gomis R., 2016 :** Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd.*). From Nutritional Value to Potential Health Benefits. *J. Nutr. Food Sci.* Vol 6(3). P: 215 -360.

[47] **Risi C.J., Galwey N.W.,1984 :**The Chenopodium grains of the Andes: Inca crops for modern agriculture. *Adv. Appl. Biol.* Vol (10). P: 145-216.

[48] **Gandarillas H., 1968 :** Razas de quinua. Ministerio de Agricultura. División de Investigaciones Agrícolas. Boletín Experimental N° 4, La Paz, Bolivia. P: 53.

[49] **Bertero H.D., Medan D., Hall A.J., 1996:** Changes in apical morphology during floral initiation and reproductive development in quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*). *Annals of Botany.* P:317-324.

[50] **Rea J., 1969:** Biología floral de quinua (*Chenopodium Quinoa Willd.*). *Turrialba.*P: 91-96.

[51] **Jacobsen S.E., Jørgensen I., Stølen O., 1994:** Cultivation of quinoa (*Chenopodium Quinoa*) under temperate climatic conditions in Denmark. *Journal of Agricultural Science.*P: 47-52.

[52] **Bruno.,2006:** Documenting Domestication: New Genetic and Archaeological Paradigms, Melinda A. Zeder, Daniel G. Bradley, Bruce D. Smith, Eve Emshwiller, university of california London. P: 32-34.

[53] **Yazar A., İnce Kaya C.,2014:** A New Crop for Salt Affected and Dry Agricultural Areas of Turkey: Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*). Çukurova University. Adana. Turkey. Vol (2). P : 1440-1446.

[54] **Bazile D., 2015 :** Le quinoa. Les enjeux d'une conquête. Éditions Quæ. France.P : 13-18.

[55] **Enrique A.,Martinez., Francisco F., Fuentes., Bazile D., 2015 :** History of Quinoa: Its Origin, Domestication, Diversification, and Cultivation with Particular Reference to the Chilean Context. John Wiley & Sons, Inc. France. P : 19-22.

- [56] **Tapia., 1997** :Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. 2ème éd. Santiago, Chile, FAO.
- [57] **Gandarillas H., 1967** : Observaciones sobre la biología reproductiva de la quinua (*Chenopodium Quinoa Willd.*). Saya. Sociedad de Ingenieros Agrónomos de Bolivia. Abril- Noviembre. La Paz, Bolivia. P: 4.
- [58] **Schlick G., Bubenheim D.L.,1996**: Quinoa- candidate crop for NASA's controlled ecological life support systems. Progress in new crops (J. Janick, Ed.) USA, Arlington (VA). P: 632-640.
- [59] **Dizes., Bonifacio., 1992** : Comportement hydrique de quatre variétés de quinua (*Chenopodium Quinoa Willd.*) en conditions de culture irriguée et de culture sèche. In "ORSTOM", La Paz, Bolivie. P : 18.
- [60] **Frere M., Rea J., Rijks J.Q., 1975** : Estudio Agroclimatológico de la Zona Andina (Informe Técnico).Proyecto Interinstitucional, FAO/UNESCO/OMM. Roma, Italia. P: 29-51.
- [61] **Mujica A., Jacobsen S.E., 1999** : Resistencia de la quinua a la sequía y otros factores abióticos adversos y su mejoramiento. In: I Curso Internacional sobre Fisiología de la Resistencia a Sequía en Quinua (*Chenopodium Quinoa Willd.*). Lima: CIP-DANIDA.P : 25-38.
- [62] **Espindola G., 1992** : Proyecto de fortalecimiento y modernización. IBTA-BM. In: Informe anual 1992. programa quinua .Estación Experimental de Patacamaya.La Paz, Bolivia. P : 37-42.
- [63] **Mujica A., Canahua A., 1989** : Fases fenológicas del cultivo de la quinua (*Chenopodium Quinoa Willd.*). In: Curso Taller, Fenología de cultivos andinos y uso de lainformación agrometeorológica. Salcedo, 7-10 agosto, INIA, EEZAILLPA, PICA, PISA. Puno, Perú. P: 23-27.
- [64] **Vidal A.,2013**: Catálogo de variedades comerciales de quinua en le Perú. FAO et INIA. Perú, P: 26-65.
- [65] **Chauhan G.S., Eskin N.A.M.,Tkachuk R., 1992**: Nutrients and anti nutrients in quinua seed. Cereal Chemistry. Vol (609). P: 85-88.

- [66] **Ruales J., Nair B.M., 1993:** Content of fat, vitamins and minerals in quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd*) seeds. Food Chemistry. Vol 48(2). P: 131-136.
- [67] **Dini I., Tenore G.C., Dini A., 2004:** Phenolic constituents of Kancolla seeds. Food Chemistry. Vol (84). P: 163-168.
- [68] **Föste M., Nordlohne S.D., Elgeti D., Linden M.H., Heinz V., Jekle M., Becker T., 2014:** Impact of quinoa bran on gluten-free dough and bread characteristics. European Food Research and Technology. Vol 239(5). P: 767-775.
- [69] **Koziol M., 1992:** Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*). Journal of food composition and analysis. Vol 5(1). P : 35-68.
- [70] **Anonyme 2 :** Jardinage « le guide pratique, 40 plans de jardin » <https://jardinage.ooreka.fr>, consulté le : 26/03/2020.
- [71] **Muñoz L., Monteros C., Montesdeoca P., 1990 :** A cocinar con quinua. EE. Santa Catalina, INIAP. Quito, Ecuador. Vol (55). P: 7-120.
- [72] **Adolf V.I., Shabala S., Andersen M.N., Razzaghi F., Jacobsen S.E., 2012:** Varietal differences of quinoa's tolerance to saline conditions. Plant and Soil. Vol 357(1). P: 117-129.
- [73] **Galwey N.W., 1993:** The potential of quinoa as a multipurpose crop for agricultural diversification: a review. Industrial Crops and Products. Vol (1). P: 101-106.
- [74] **Gómez-Caravaca A.M., Segura-Carretero A., Fern A., Caboni M.F., 2011:** Simultaneous determination of phenolic compounds and saponins in quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd.*) by a liquid chromatography-diode array detection electrospray ionization-time of flight mass spectrometry methodology. J. Agric. Food Chem. Vol (59). P: 10815–10825.
- [75] **Lim T., 2013:** *Chenopodium quinoa*. Edible medicinal and non-medicinal plants, Springer. P : 115-131.
- [76] **Jo Epo., 2010 :** Fascicule de Brevet Europeen, european patent office, EP 2 066 409 B1, PCT/FR2007/051859, WO 2008/034989 (27.03.2008 Gazette 2008/13) consulté le : 21/03/2020.

- [77] **Jinhui L., Xueyong Z., Haile H., Guowei L.,2017:**Diseases characteristic and control measurements for (*Chenopodium Quinoa Willd*). Atlantis Press, China. Vol (143). P: 305-307.
- [78] **Solveig D., Alejandro B., Teresa A.,2006:**Diseases of Quinoa (*Chenopodium Quinoa*) Food reviews international. Marcel Dekker. America. Vol (19). Nos. 1 & 2. P: 43–59.
- [79] **Jancurová M., Minarovičová L., Dandár A.,2009:** Quinoa – a review. Czech J. Food Sci. Vol (27). P: 71–79.
- [80] **Testen A., Miller S.,2014:** Maximizing seed health in your seed saving practices. The Ohio State University. P : 4.
- [81] **Benhabib O., 2005 :** Les cultures alternatives quinoa, amarante et épeautre. Royaume du Maroc. N°133. P : 1-4.
- [82] **Boyer F., 2018 :** Gestion intégrée des ravageurs Nématode à kystes. Institut technique de la betterave. France. P : 1-7.
- [83] **Jeun J., M. Annie F., Chrystian J. L., 2005:** les composés phénoliques des végétaux. P : 203- 204.
- [84] **Lutge U., Kluge M., Bauer G., 2002:**Botanique 3ème Ed : Technique et documentation. Lavoisier .Paris. P : 211.
- [85] **Abderrazak M., Joël R., 2007:** La botanique de A à Z. Ed. Dunod. Paris. P : 177. ISBN 10: 2100506382.
- [86] **Gravot A., 2008:**Introduction au métabolisme secondaire chez les végétaux. Equipe pédagogique Physiologie Végétale, UMR 118 APBV. Université de Rennes 1 – L2.
- [87] **Verpoorte R., Alfermann A.W., 2000 :** Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism. Ed. Kluwer Academic, Dordrecht. Netherlands.P: 286.
- [88] **Mayer A.M., 2004:** Resistance to herbivores and fungal pathogens: Variations on a common theme? A review comparing the effect of secondary metabolites, induced and constitutive, on herbivores and fungal pathogens.*Isrel Journal of Plant Sciences*. Vol (52).P: 279-292.

- [89] **Litvak M.E., Monson R.K.,1998:**Patterns of induced and constitutive monoterpene production in conifer needles in relation to insect herbivory.*Oecologia*. Vol (114). P : 531-540.
- [90] **Vermerris W., 2006 :**Phenolic compound biochemistry, Springer, Dordrecht. ISBN10 1-4020 5163-8 (HB).
- [91] **Bahorun T., 1997 :**Substances naturelles actives: la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. Food Agric. Res. N° special.P : 83-95.
- [92] **Bruneton J., 1999 :**Pharmacognosie, phytochimie. Plantes médicinales. Ed. Technique et Documentation. 3^{ème} ed, Paris. France. P:1120.
- [93] **Middleton E., Kandaswami C., Theoharides T. C.,2000:**The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol Rev.* Vol (52). P : 673-839.
- [94] **Martin S.,Andriantsitohaina R., 2002 :**Mécanismes de la protection cardiaque et vasculaire des polyphénols au niveau de l'endothélium. *Annales de cardiologie et d'angéologie*. Vol(51). P : 304-315.
- [95] **Richter G., 1993 :**Métabolisme des végétaux : physiologie et biochimie.
- [96] **Hoffmann L., Besseau S., Geoffroy P., Ritzenthaler C., Meyer D., Lapierre C.,Legrand M.,2004:** Silencing of hydroxycinnamoyl-coenzyme a shikimate/quinate hydroxycinnamoyltransferase affects phenylpropanoid biosynthesis. *The Plant Cell*.Vol 16(6).P: 1446- 1465.
- [97]**Harborne J.B., 1980:** Plant Phenolics: Encyclopedia ofPlant Physiology, New series. Vol (8). P : 329-402.
- [98] **Macheix J.J., Fleuriet A., Sarni-Manchado P., 2006:**Les Polyphénols en agroalimentaire, Lavoisier. P: 1-28.
- [99]**Thompson J. C.,Mottola H., 1984:**Kinetics of the complexation of iron (II) with Ferrozine. *Analytical Chemistry*. Vol 56(4).P: 755-757.

- [100] Kang J. C., Xie Z., Li S., Nagarajan A. G., Schauss T., Wu X., Wu., 2011: Flavonoïde from acai (*Euterpe oleracea* Mart.) pulp and their antioxidant and antiinflammatory activities. *Food Chemistry*. Vol 128(1). P : 152-157.
- [101] Riberau Gayon P., 1968: *Les Composés Phénoliques des Végétaux*. Dunod, Paris. P: 254.
- [102] Heller W., Geiger H., 1988: *The Flavonoids Advances in Research since 1980*, Harborne. J.B., Eds, Chapman and Hall, London.
- [103] Swain. T., 1976: *Chemistry and Biochemistry of Plant Pigments*, Goodwin, T.W. Ed, 2eme Edition, Academic Press, London. Vol (1). P: 425.
- [104] *Gentiana* : Des plantes pour mieux vieillir: Vieillir oui, mais en santé, consulté le : 16/4/2002. Construire N°16.
- [105] Alkurd A., Hamed T. R., Al-Sayyed H., 2008: Tannin Contents of Selected Plants Used in Jordan. *Journal of Agricultural Sciences*. Vol (4). P: 265 – 274.
- [106] Ulanowska K., A. Tkaczyk et al. 2006: Differential antibacterial activity of genistein arising from global inhibition of DNA, RNA and protein synthesis in some bacterial strains. *Archives of Microbiology*. Vol 184(5). P: 271-278.
- [107] Ortuño A., A. Báidez et al., 2006: Citrus paradisi and Citrus sinensis flavonoids: Their influence in the defense mechanism against *Penicillium digitatum*. *Food Chemistry*. Vol 98(2). P: 351-358.
- [108] Park H. H., S. Lee et al., 2008: Flavonoids inhibit histamine release and expression of proinflammatory cytokines in mast cells. *Archives of pharmacal research*. Vol 31(10). P: 1303.
- [109] Boukr N.H., 2014 : Contribution à l'étude phytochimique des extraits bruts des épices contenus dans le mélange Ras-el-hanout. Thème de master, Université Kasdi Merbah Ouargla. P : 19.
- [110] Conrad J., Vogler B., Klaiber I., Roos G., Walter U., Kraus W., 1998: Two triterpene esters from *Terminalia macroptera* bark. *Phytochemistry*. Vol (48). P : 647 – 650.

- [111] **Cuendet M., 1999** :Recherche de nouveaux composés capteurs de radicaux libres et antioxydants à partir d'une plante d'Indonésie: "Fagraea blumei" (*Loganiaceae*) et de trois plantes d'altitude: "*Bartsia alpina*" (*Scrophulariaceae*), "*Loiseleuria procumbens*" (*Ericaceae*) et "Camp." Thèse de doctorat.
- [112] **Hopkins W.G., 2003** :Physiologie végétale. *De Boeck Supérieur*. P : 280.
- [113] **Privas E., 2013**:Matériaux ligno-cellulosiques «Élaboration et Caractérisation laboration ». Thèse de Doctorat en Science et génie des matériaux, L'école Nationale Supérieure des Mines, Paris. France. P : 166.
- [114] **Cruz J.M., Dominguez J.M., Dominguez H., Parajo J.C.,2001**: Antioxidant and antimicrobial effects of extracts from hydrolysates of lignocellulosic materials. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. Vol 49(5). P: 2459-2464.
- [115] **Murry R.D.H., Mendez J., Brown S.A.,1982**: the natural coumarins occurrence *Chemistry and Biochemistry*. Ed. Chichester John Wiley and Sons, UK. New York. England. P: 702.
- [116] **Scalbert A., Williamson G., 2000**:Dietary intake and bioavailability of polyphenols. *Journal of Nutrition*. Vol (130). P: 2073-2085. 146.
- [117]**Peterson J., Dwyer J.,Adlercreutz H., Scalbert A.,Jacques P.,McCullough M.L., 2010**:Dietary lignans: physiology and potential for cardiovascular disease risk reduction.*Nutr. Rev.* Vol 68(10). P: 571–603.
- [118] **Sainvitu P., Nott K., Richard G., Blecker C., Jérôme C., Wathélet J. P.,Paquot M.,Deleu M., 2012**:Structure, properties and obtention routes of flaxseed lignan secoisolariciresinol: a review. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* Vol 16(1). P : 115-124.
- [119] **Muanda F. N., 2010** :Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de Doctorat : Université Paul Verlaine-Metz.
- [120] **Descheemaeker K., 2003** :Nutriet Phytotherapie : Developpements Recents. EditionGarant. P : 12- 46.

- [121] **Belkheiri N., 2010** :Dérivés phénoliques à activités antiathérogènes. Thèse de Doctorat, Université de Toulouse.
- [122] **Harkati D., 2011**:valorisation et identification structurale des principes actifs de la plante de la famille *Asteraceae: Scorzonera Undulata*, Thèse de doctorat Université Mentouri Constantine.
- [123] **Lake B.G.,1999**: Coumarin Metabolism, Toxicity and Carcinogenicity: Relevance for Human Risk Assessment. *Food and Chemical Toxicology*. Vol 37(4). P: 423-453.
- [124] **Smyth T., Ramachandran V. N., Smyth W. F.,2009**:A study of the antimicrobial activity of selected naturally occurring and synthetic coumarins. *International Journal of Antimicrobial Agents*, Vol 33(5). P: 421-426.
- [125] **Floc'h F.,Mauger F., Demurs J. R., 2002**: Coumarin in plants and fruits. *Perfumer & flavorist* Vol 27(2). P : 32-36.
- [126] **Betina Bencharif S., 2014** :Isolement et caractérisation de saponosides extraits de deux plantes médicinales : *Cyclaen africanum*, *Zygophyllum cornutum*, et évaluation de leur activité anti-inflammatoire. Thèse de Doctorat en cotutelle Université de Constantine1/Université de Bourgogne.
- [127] **Das T.K.,Banerjee D., Chakraborty D., Pakhira M .C.,Shrivastava B., Kuhad R.C.,2012**: Saponin: Role in Animal system. *Vet. World*. Vol 5(4). P: 248-254.
- [128] **Thakur M., Melzig M., Fuchs H., Weng A., 2011**: Chemistry and pharmacology of saponins: special focus on cytotoxic properties. Vol (1). P : 19–29.
- [129]**Dangles O., 2006** : Les polyphénols en agroalimentaire, Lavoisier. P : 29-50.
- [130] **Rabasso N., 2006** :Chimie organique : Généralités, études des grandes fonctions et méthodes spectroscopiques, Edition De Boeck Supérieur.P : 79.
- [131] **Bahorun T., 1997** :Substances naturelles actives: la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. *Food Agric. Res.* N° special. P: 83-95.
- [132] **Guingard J.,1996**: Biochimie végétale. Lavoisier, Paris. P : 175-192.

[133] **Marfak A., 2003** :Radiolyse gamma des flavonoïdes. Etude de leur réactivité avec les radicaux issus des alcools : formation de depsides. Thèse de doctorat. Université de Limoges. P : 220.

[134] **Crozier A., Del Rio D., Clifford M.N.,2010**:Bioavailability of dietary flavonoids and phenolic compound. *Molecular Aspects of Medicine*.Vol (31). P: 446–467.

[135]**Manach C., Mazur A., Scalbert A., 2005**:Polyphenols and prevention of cardiovascular diseases. *Current Opinion in Lipidology*. Vol (16). P: 1–8.

[136]**Ghosh D., Scheepens A., 2009**:Vascular action of polyphenols. *Molecular Nutrition & Food Research*. Vol(53). P : 322 – 331.

[137] **Martin S., Andriantsitohaina R.,2002** :Mécanismes de la protection cardiaque etvasculaire des polyphénols au niveau de l’endothélium. *Annales de cardiologie et d’angéiologie*. Vol (51). P : 304–315.

[138] **Bahorun T., 1997** :Substances Naturelles actives.La flore Mauricienne.une source d’approvisionnement potentielle. *Food and Agricultural Research council Mauritiias*. P: 83- 94.

[139]**Gomez-Caravaca A.M., Gomez-Romero M., Arraez-Roman D., Segura-Carretero A., Fernandez-Gutierrez A.,2006**:Advances in the analysis of phenolic compounds in products derived from bees. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*. Vol(41). P:1220-1234.

[140]**Xiuzhen H.,Tao S., Hongxiang L., 2007**:Dietary Polyphenols and Their Biological Significance. *International Journal of Molecular Sciences*.Vol (8).P: 950-988.

[141] **Babar A.M., Hahn E.J.,Paek K.Y., 2007**: Methyl Jasmonate and Salicylic Acid Induced Oxidative Stress and Accumulation of Phenolics in *Panax ginseng* Bioreactor Root Suspension Cultures. *Molecules*. Vol(12). P: 607-621.

[142]**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*.Vol (331). P: 372-379.

[143]**Hodgson J. M., Croft K.D.,2010**:Tea flavonoids and cardiovascular health.*Molecular Aspects of Medicine*. Vol (31). P : 495–502.

- [144] **Nkhili Ez-Z.,2009**: Polyphénols de l'alimentation : Extraction, Interactions avec les ions du fer et du cuivre, Oxydation et Pouvoir antioxydant. Thèse de Doctorat : Université de Cadi Ayyad – Marrakech.
- [145] **Bruneton J., 1999** :Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Editions TEC & DOC, 3ème édition. P : 783- 785.
- [146] **Zenk M.H., JuengerM., 2007** :Evolution and current status of the phytochemistry of nitrogenous compound. *Phytochemistry Review* Vol (68).P: 2757 – 2772.
- [147] **Roberts M.F., Wink M.,1999**:Alkaloids - Biochemistry, Ecology, and Medicinal Applications. *Book Reviews / Phytochemistry*. Vol (52).P:1177 – 1180.
- [148] **Stöckigt J., Sheludko Y., Unger M., Gerasimenko I., Warzecha H.,Stöckigt D., 2002**:High-performance liquid chromatographic, capillary electrophoretic and capillary electrophoretic–electrospray ionisation mass spectrometric analysis of selected alkaloid groups *Review Journal of Chromatography*. Vol (967). P : 85–113.
- [149] **Tadeusz Aniszewski.,2007**: Alkaloids - Secrets of Life, Alkaloid Chemistry, and Biological significance, Applications and Ecological Role, Elsevier.
- [150] **Mccalley D.V.,2002**:Analysis of the Cinchona alkaloids by highperformance liquid chromatography and other separation techniques, *Review.Journal of Chromatography A*. Vol (967). P :1–19.
- [151] **Gazengel J.M., OrecchioniA.M., 2013** : Le préparateur en pharmacie – Guide théorique et pratique. 2ème ed. Ed. Tec et Doc, Paris. France. P : 1443.
- [152] **Iserin P., Masson M., Restellini J.P., 2007** : Larousse des plantes médicinales. Identification, préparation, Soins .Ed. Larousse, Paris. France. P :335.
- [153] **Dehak K., 2013** : Méthodes d'extraction et de séparation des substances naturelles. Université Kasdi Merbah Ouargla.
- [154] **Paris M., Hurabeille M., 1986** : Abrégé de matière médicale, tome2, Masson. P :256-266.
- [155] **Vigor Claire.,Vercauteren Joseph., Montels Jérôme., 2010-2011** :Travaux pratique de pharmacognosie, les substances naturelles dans la chaine médicament.

[156] **Organisation mondiale de la santé., 2003:** K.P. Stenart B, Editor(Ed), World cancer raport Lyon, Larc Press. P: 11.

[157] **Hellalz.,2011:** Contribution à l'étude des propriétés antibacteriennes et antioxydantes de certaines huiles essentielles extraites des citrus. Application sur la sardine (*Sardina pilchardus*). Mémoire de Magister en biologie, Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. Algeria. P: 78.

[158] **Connolly J.D., Hill R.A.,1992:** dictionnary of terpenoids. Ed. Chapman and Hall. CRC Press, New York. USA. P:2156.

[159]**Seenivasan P.,2006:** In vitro antibacterial activity of som plant essential oils. Journalof complementary and alternative medicine. Vol (9). P : 6-39.

[160] **Hernandez-Ochoa L.R., 2005 :** Subtitution de solvants et matières actives de synthèse par combiné (solvant/actif) d'origine végétale. Thèse de Doctorat. Institut national polytechniques, Toulouse. France. P :255.

[161] **Yu F.N.A., Utsumi R.,2009:** Diversity, regulation, and genetic manipulation of plant mono-and sesquiterpenoid biosynthesis. Cell. Mol. Lifesci. Vol (66). P: 3043-3052.

[162]**Seaman FC.,1982:** Sesquiterpenes lactones as taxonomic characters in asteraceae. In the botanical review. Botanical garden. Vol (48). P: 121-594.

[163] **Calsamiglia S., Busquet M., Cardozop W., Castillejos L., Ferret A., 2007:** Invited review: essential oils as modifiers of rumen microbial fermentation. *Journal of d'airy science*. Vol (90). P : 2580–2595.

[164] **Benaissa O., 2011 :** Etude des métabolismes terpénique et flavonique d'espèces de la famille des composées, genres *Chrysanthemum* et *Rhantherium*. Activité Biologique, Thèse de Doctorat, Université Mentouri Constantine. P :63.

[165] **Loomis D., Croteau R., 1980 :** Biochemistry of Terpenoids: A Comprehensive Treatise. In: P. K. Stumpf and E. E. Conn (eds.) the Biochemistry of Plants. Lipids: Structure and Function N° 4. P: 364-410. Academic Press, San Francisco.

[166] **Bruneton., 1993 :** Photochimie et plantes médicinales; Paris, Pharmacognosie 2 édition,Techniques et documentation, Lavoisier. P: 200-274.

[167] Fahy E., Subramaniam S., Brown H.A., Glass C.K., Merrill A.H., Jr. Murphy R.C., Raetz C.R., Russell D.W. Seyama Y. Shaw W., Shimizu T. Spener F. van Meer G. VanNieuwenhze M.S., White S.H., Witztum J.L., Dennis E.A., 2005: A comprehensive classification system for lipids, *J Lipid Res.* Vol 46(5). P : 839-861.

[168] Bruneton J., 1999 : *Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales.* 3ème Ed. Paris.

[169] Fernandez M. A., De las Heras B., Garcia M. D., Sáenz M. T., Villar A., 2001: New insights into the mechanism of action of the anti-inflammatory triterpene Iupeol. *J. Pharm. Pharmacol.* Vol(53). P: 1533–1539.

[170] Nirmal S. A., Pal S. C., Mandal S. C., Patil A. N., 2012 : Analgesic and anti-inflammatory activity of β -sitosterol isolated from *Nyctanthes arbortristis* leaves. *Inflammopharmacology.* Vol (20). P : 219–22.

[171] Rahal S., 2004 : *Chimie des Produits Naturels et des Etres Vivants.* P: 39-44.

[172] Archana P., Samatha T., Mahitha B., Ramaswamy N., 2012 : Preliminary phytochemical screening from leaf and seed extracts of *Senna alata* L.Roxb-an Ethnomedicinal plant. *Journal of pharmaceutical and biological research.* Vol(3). P : 82- 85.

[173] Ayoola G., Coker H., Adesegun S., Adepoju-Bello A., Obaweya K., Ezennia E., 2008 : Medicinal Plants Used for Malaria Therapy in Southwestern Nigeria. *Journal of pharmaceutical Research.* Vol(7). P : 1021.

[174] Savithramma N., Linga Rao M., Suhrulatha D., 2011 : Screening of medicinal plants for secondary metabolites. *Journal of Scientific Research.* Vol(8). P : 580-581.

[175] Maria R., Shirley M., Xavier C., Jaime S., David V., Rosa S., Jodie D., 2017 : Preliminary phytochemical screening, total phenolic content and antibacterial activity of thirteen native species from Guayas province Ecuador. *J. King Saud Univ – Sci.*

[176] Archana P., Samatha T., Mahitha B., Ramswamy N., 2012 : Preliminary Phytochemical screening from leaf and seed extracts of *Senna alata* L. Roxb. *Ethno*

medicinalplant. Journal of pharmaceutical and biological research. Vol(3). P : 8285.

[177] **Spigno G., Faveri D.M., 2007:** Antioxidants from grape stalks and marc: influence of extraction procedure on yield, purity and antioxidant power of the extracts. Journal of Food Engineering. Vol (78). P: 793-801.

[178] **Budic-Letoc I., Lovric T., Pezo I., Klujuzuric J.G.,2005:** Study of dynamics of polyphenol extraction during traditional and advanced maceration processes of the babic grape variety. Food Technology and Biotechnology. Vol 43(1). P: 47-53.

[179] **Singleton V.L., Orthofer R., Lamuela-Raventos R.M.,1999:**Analysis of total phenols and other oxidant substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. Methods Enzymol. Vol(299). P : 152.

[180] **Boizot N.,Charpentier J.P., 2006 :** Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre fustier. Le cahier des techniques de l'Inra.P : 79-82.

[181] **Singleton V.L.,Rossi J.R., 1965 :** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic -phosphothungstic acid. Am. J. Enol. Vitic. Vol(16). P: 144.

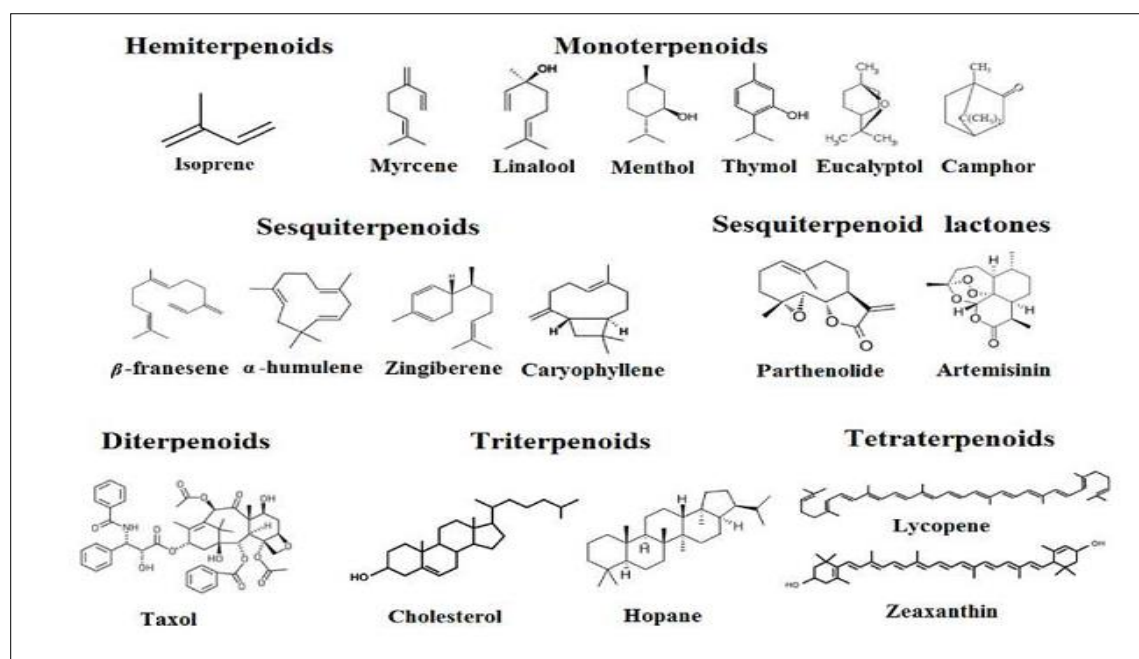
[182] **Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P., Vidal N., 2006 :** Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. Food chemistry. Vol(97). P : 654-660.

[183] **Ribéreau-Gayon P., 1968 :** Les Composés phénoliques des végétaux : par Pascal RibéreauGayon. Dunod.

[184] **Kosalec I., Bakmaz M., Pepeljnjak S., Vladimir-Knez E.I.C.S., 2004 :** Quantitative analysis of the flavonoids in raw propolis from northern Croatia. *Acta Pharm.* Vol(54). P: 65-72.

ANNEXE

Annexe I



Annexe I : Structure de quelques composés terpéniques

Annexe II : Les réactifs utilisés pour le criblage phytochimique

- **Solution de FeCl₃ (1%)**

Chlorure de fer (III)..... 1g
 Eau distillée..... 100ml

- **Réactif Dragendrof**

- ✓ Solution A

Nitrate de bismuth..... 1.7g
 Acide tartrique concentré..... 20g
 Eau distillée..... 100ml

- ✓ Solution B

Iodure de potassium..... 10g
 Eau distillée..... 100ml

Le mélange est ensuite additionné de 10g d'acide tartrique et son volume est ramené à 100ml avec l'eau distillée.

▪ Réactif de Mayer

Chlorure de mercure.....	1.36g
Iodure de potassium.....	5g
Eau distillée.....	30ml

Agiter jusqu'à dissolution puis ajouter :

Eau distillée.....	100 ml
--------------------	--------

▪ Dilution le réactif Folin-ciocalteu

Folin-ciocalteu concentré.....	1ml
Eau distillée.....	9ml

▪ Solution de carbonate du sodium (7.5%)

Carbonate du sodium.....	7.5g
Eau distillée.....	100ml

▪ Solution de chlorure d'aluminium (2%)

Chlorure d'aluminium.....	2g
Ethanol	100ml

▪ Solution d'acétate de sodium (50g/L)

Acétate de sodium.....	25g
Eau distillée.....	100ml

▪ Dissolution les extraits

(V) extrait +(V) éthanol

▪ Solution de quercetine

Quercetine.....	5mg
Ethanol.....	50ml

▪ Solution de rutine

Rutine.....	5mg
Ethanol.....	50ml

▪ Solution d'acide gallique

Acide gallique.....	15mg
Ethanol.....	40ml
Eau distillée.....	10ml



Réactif de dragendroff



les solutions préparées

Annexe III : appareils de laboratoire

Balance électrique



plaque chauffante

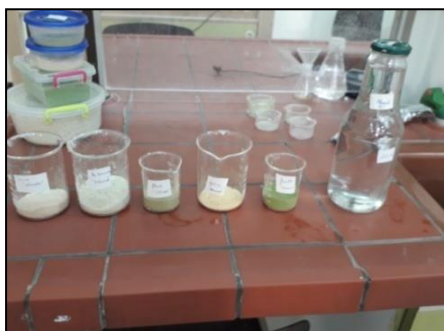


Evaporateur rotatif



Spectrophotomètre UV- VIS

Annexe IV : Etapes de l'extraction



Etape 1



Etape 2



Après 24h de la macération

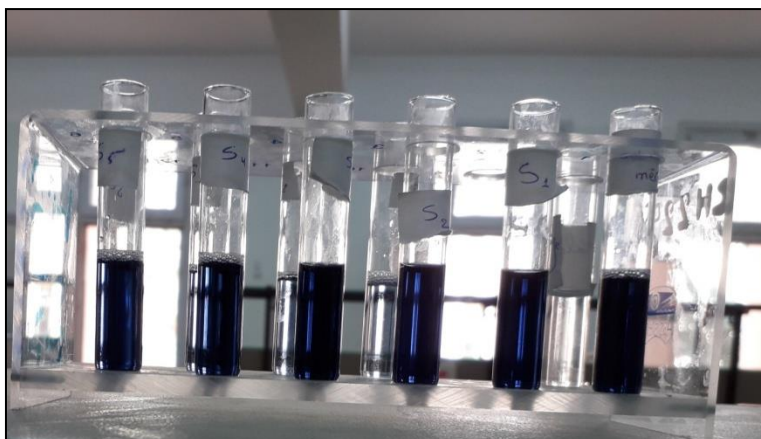


Etape 3 : filtration



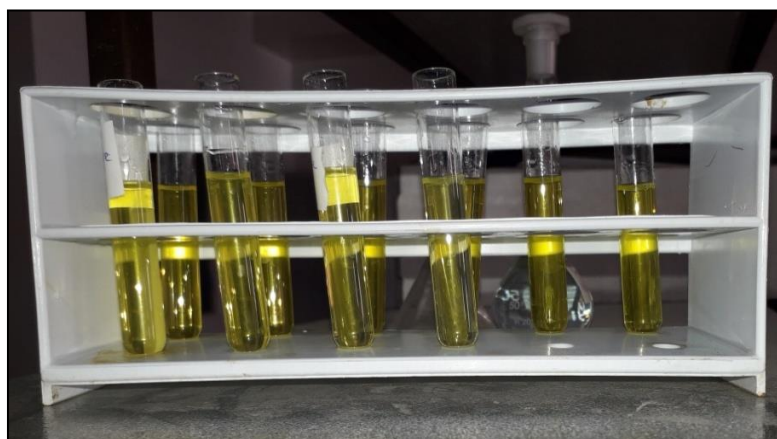
Etape 4 : évaporation

Annexe V



Dosage de polyphénols totaux

Annexe VI



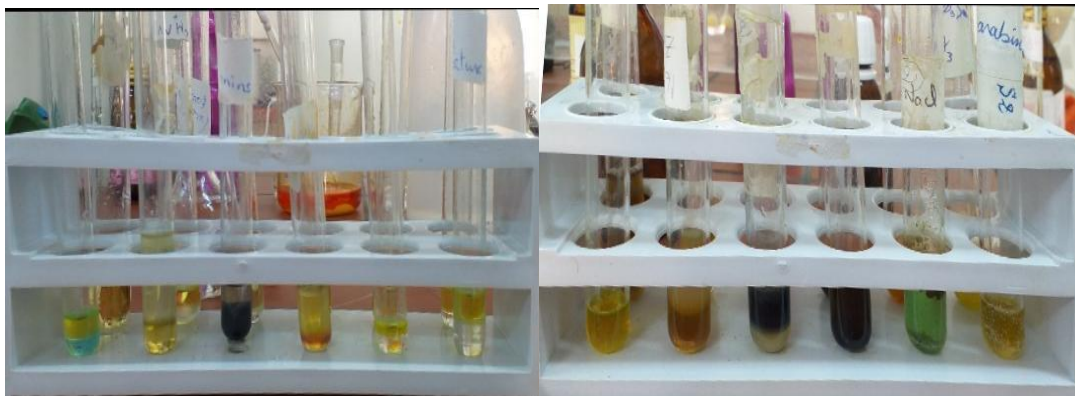
Dosage de flavonoïdes totaux

Annexe VII



Dosage de flavonols totaux

Annexe VIII : Résultat du criblage phytochimique.



Extrait de l'hexane



Extrait aqueux



Extrait de l'acétone



Extrait éthanolique