



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة غرداية

Université de Ghardaïa

N° d'enregistrement

/...../...../...../.....

كلية العلوم والتكنولوجيا

Faculté des Sciences et de la Technologie

قسم هندسة الطرائق

Département de Génie des Procédés

Mémoire

Pour l'obtention du diplôme de Master

Domaine: Sciences et Technologie

Filière: Génie des Procédés

Spécialité: Génie Chimique.

Thème

Etude phytochimique des graines de la plante *Ridolfia Segetum*

Par :

BEN SAHA Khira

HASINI Ahlam

Devant le jury composé de:

Mr I.Babaarbi

M.A.A

U.Ghardaia

Examineur

M^{me} Z.Babaamer

M.C.A

U.Ghardaia

Examineur

Mr Y.Adamou

M.A.A

U.Ghardaia

Encadreur

Année universitaire : 2020/2021



Remerciements

Avant toute chose, Nous louons Dieu le tout puissant, pour nous avoir prêté force et patience pour l'aboutissement de ce modeste travail.

*Premièrement, nous remercierons "Mr **Adamou Youssef**", pour avoir accepté de nous encadrer et de nous diriger, pour son soutien, ses encouragements ainsi que pour la confiance qu'il nous a accordé en réalisant ce travail, nous le remercions profondément pour sa compréhension, son patience et son politesse incomparable.*

*Nous exprimons également nos meilleurs sentiments de gratitude "Mr I. **Babaarbi**" et M^{me} "Z.**Babaamer**" les accepter comme membres du jury et consacrer leur temps à la lecture et à la correction de ce manuel.*

*Nous tenons à remercier chaleureusement tout le personnel du laboratoire de département génie des procédés pour leur aide et leurs orientations en particulier professeur. **J. Aouf**, et Comme on ne peut pas oublier à remercier à "Mr **A. Moulay amer**" responsable de laboratoire biologie, pour nous avoir assisté durant la réalisation de notre partie expérimentale.*

Un très grand merci à nos parents pour leur grand soutien tout au long de nos études et pour la confiance qu'ils nous ont toujours témoignée.

Enfin, nous adressons nos plus sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.



Dédicace

*A dieu de tout puissant de m'avoir donné le courage, la santé, et m'a
accordé*

Son soutien durant les périodes les plus difficiles.

*A mes Chers parents, pour leur endurance et leurs sacrifices sans
limites Je ne pourrai*

Jamais oublier d'exprimer ma profonde gratitude à :

*A mes chers frères : Makhloof et sa femme Radia, Khaled et Laid et
Yassine*

A mes sœurs : Hadjira, Wahiba et Amel

À tous les membres de ma famille, petits et grands

*A mon binôme Ahlam qui sont partagées avec moi les moments
difficiles pour réaliser*

Ce travail.

*A mes amies que j'ai vécu avec elles des beaux moments au cours de
mon cursus à l'université : Soumia, Khadija, Wanissa. Naima.*

*Enfin je tien à dédier aussi ce mémoire à tous mes camarades de classe
et À toutes les personnes qui ont fait une trace à ma vie.*

Khira





Dédicace

*Avant tout, je remercie Allah qui m'a éclairé mon chemin et d'aboutir
Au moment que j'ai l'attendu.*

*A mon père ; Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit
pour mon
Éducation et mon bien être.*

*A ma mère chère ; tu es l'exemple de dévouement qui n'a pas cessé de
m'encourager et de prier pour moi. Et Puisse Dieu, le tout puissant, te
préservet t'accorder santé, longue vie.*

A mes chers frères : Farouk, Saïf, Abdeljalil, Motassem, Daoud.

A mes soeurs : Imane, Wafaa, Khanssaa,

*À mes nièces et neveux, Je vous souhaite beaucoup de chance. J'espère
que vous allez suivre les pas de votre tante, que Dieu vous protège.*

À tous les membres de ma famille, petits et grands.

*A mon binôme khira, qui sont partagées avec moi les moments
difficiles pour réaliser ce travail.*

*Je vous dédie ce travail à mes amis, Fanta, Khadidja, naziha, ikrame.
Massouda, zahra, Abdelkader, Abderraouf pour les moments que vous
avez vécu ensemble et les souvenirs.*

Ahlam



Résumé

Les plantes à usage médicinal sont considérées comme principale source de soins de santé pour la majorité de la population mondiale. Dans le but de valoriser les plantes médicinales d'Algérie. Nous avons mené une étude d'une plante médicinale aromatique appartenant à la famille des apiacées, appelée *Ridolfia segetum*, qui pousse spontanément dans la région de Boukais wilaya de Béchar a été réalisée.

Ce travail se concentre sur l'extraction des principes actifs des grains de plante *Ridolfia segetum*, où Les principes actifs ont une source inépuisable de molécules dotées de propriétés médicamenteuses très recherchées dans le domaine pharmaceutique.

Le test de screening phytochimique a approuvé la présence de tanins, flavonoïdes, coumarines, stéroïdes, saponines et d'alcaloïdes, dans la plante étudiée. Les principes actifs contenus dans les graines de *Ridolfia Segetum*, ont été extraits par méthode de macération et séparés en fonction de différents solvants de polarité croissante. La méthode de la chromatographie sur couche mince nous a permis de séparer et de confirmer la présence de produits chimiques importants les différents principes actifs isolés.

L'analyse spectroscopique infrarouge (IR) a permis de caractériser les familles chimiques et ses fonctions présentes dans la plante *Ridolfia Segetum*.

Mots clés : Les plantes médicinale, *Ridolfia segetum*, extraction, Les principes actifs, phytochimique, CCM, infrarouge (IR), région d'Boukais.

Abstract

Plants for medicinal purposes are considered as the main source of health care for the majority of the world population. In order to promote medicinal plants in Algeria, We conducted a study of an aromatic medicinal plant belonging to the family apiacées , called *Ridolfia segetum*, which grows spontaneously in the region of Boukais wilaya of Bechar was carried out.

This Works focuses on the extraction of the active ingredients of the plant seeds *Ridolfia segetum*; where Active ingredients have an inexhaustible source of molecules with highly sought-after drug properties in the pharmaceutical field.

The phytochemical screening test approved the presence of: tannins, flavonoids, coumarins, steroids, saponins and alkaloids, in the plant studied. The active ingredients contained in the seeds of *Ridolfia Segetum*, were extracted by maceration method and separated according to different solvents of increasing polarity. The chromatographic method that we used allowed us to separate and confirm the presence of important chemicals the various isolated active ingredients.

The spectroscopic analysis Infrared has made it possible to characterize the chemical families and its functions present in the plant *Ridolfia Segetum*.

Key words: medicinal plants, *Ridolfia segetum*, extraction, Active ingredients, phytochemical, TLC, infrared (IR), Boukais region.

الملخص

تعتبر النباتات المستعملة لأغراض طبية المصدر الرئيسي للتداوي بالنسبة لغالبية سكان العالم، فبهدف تثمين النبات الطبية في الجزائر وإبراز فائدتها العلاجية. أجريت دراسة لنبات طبي عطري ينتمي إلى عائلة apiacées ، يدعى *Ridolfia segetum* ينمو بشكل عفوي في منطقة بوقايس بولاية بشار.

يرتكز هذا العمل على استخلاص المكونات الفعالة من بذور نبات *Ridolfia segetum*، حيث تحتوي المكونات النشطة على مصدر غير متناهي من الجزيئات التي تتمتع بخصائص طبية مطلوبة بشدة في المجال الصيدلاني.

أظهر اختبار الفحص الكيميائي النباتي على وجود التانينات والفلافونويد والكومارين والمنشطات والصابونين والقلويدات في النبات المدروس. تم استخلاص المكونات النشطة الموجودة في بذور ريدولفيا سيغيتوم بطريقة النقع وفصلها حسب المذيبات المختلفة ذات القطبية المتزايدة. سمحت لنا طريقة كروماتوغرافيا الطبقة الرقيقة بفصل وتأكيد وجود مواد كيميائية مهمة في المكونات النشطة المختلفة المعزولة.

أتاح التحليل الطيفي للأشعة تحت الحمراء (IR) إمكانية توصيف العائلات الكيميائية ووظائفها الموجودة في نبات ريدولفيا سيغيتوم.

الكلمات المفتاحية: نباتات طبية، *Ridolfia segetum* ، استخراج ، مكونات نشطة ، كيميائية نباتية ، كروماتوغرافيا الطبقة الرقيقة الأشعة تحت الحمراء ، منطقة البوقايس.

Liste des tableaux

Tableau n°01: les différentes classes des composés phénoliques.....	09
Tableau n°02: les différentes classes d'acides phénoliques.....	12
Tableau n° 03 : Classification des triterpènes.....	25
Tableau n°04 : Classification et systématique de <i>Ridolfia segetum</i>	31
Tableau n°05 : Résultats de Criblage phytochimique de <i>Ridolfia segetum</i>	54
Tableau n° 06: Résultats des plaques de CCM prise après la révélation à la lumière UV Pour les extraits du <i>Ridolfia segetum</i>	56
Tableau n°0 7: Les résultats de la mesure du Rf des extraits de plante <i>Ridolfia segetum</i>	57

Liste des figures

Figure n°1: La biosynthétique des métabolites secondaires.....	07
Figure n°2: Squelette de base des polyphénols.....	10
Figure n°3: Squelette de base des flavonoïdes.....	13
Figure n°4. Les différentes classes des flavonoïdes.....	14
Figure n° 5: Structures chimiques (a) d'un tanin condensé et (b) d'un tanin hydrolysables.	16
Figure n° 6 : Structures chimiques de lignine.....	17
Figure n° 7 : structure chimique de coumarine.....	18
Figure n°8 : Structure chimique de stilbène.....	19
Figure n° 9: Les principaux cycles azotés des alcaloïdes.....	21
Figure n°10: Structure de l'unité isoprène.....	23
Figure n°11: Localisation de la région d'étude.....	28
Figure n°12: Photo de la plante <i>Ridolfia Segetum</i>	29
Figure n°13 : Graines de <i>Ridolfia segetum</i> photo originale.....	30
Figure n°14: Structure des graines de <i>Ridolfia segetum</i>	30
Figure n°15: Graines sèches de <i>Ridolfia segetum</i> photo originale.....	34
Figure n°16 : préparation d'extrait aqueux photo originale.....	35
Figure n°17: Montage d'extraction utilisé photo originale.....	38
Figure n° 18: Récapitulatifs de l'extraction des parties aériennes de <i>Ridolfia segetum</i>	39
Figure n°19: Montage d'extraction liquide-liquide utilisé photo originale.....	40
Figure n° 20: Récapitulatifs de l'extraction des extraits spécifiques de <i>Ridolfia segetum</i>	41
Figure n°21 : Déterminer les dimensions de la plaque CCM	43
Figure n°22 : Dépôt d'échantillon.....	44
Figure n°23: Migration de composant d'extrait.....	45

Figure n°24: Principe de la spectroscopie IR.....	46
Figure n°25: spectromètre FTIR-600 utilisé photo originale.....	47
Figure n°26 : les étapes pour analyse l'échantillon.....	47
Figure n°27: Détection chimique des tanins photo originale.....	49
Figure n°28: Détection chimique des Saponines photo originale.....	50
Figure n°29: Détection chimique des coumarines photo originale.....	50
Figure n°30 : Détection chimique de la stéroïde photo originale.....	51
Figure n°31: Détection chimique des triterpènes photo originale.....	51
Figure n°32: Détection chimique des phlobatannins photo originale.....	52
Figure n°33 : Détection chimique des alcaloïdes photo originale.....	52
Figure n°34: Détection chimique des flavonoïdes méthode (1) photo originale.....	53
Figure n°35: Détection chimique des flavonoïdes méthode (2) photo originale.....	53
Figure n°36 : Histogramme des rendements des extraits obtenus par macération.....	55
Figure n°37: Spectre IR de l'extrait éther de pétrole.....	58
Figure n°38: Spectre IR de l'extrait dichlorométhane.....	59
Figure n°39: Spectre IR de l'extrait acétate d'éthyle.....	60
Figure n°40: Spectre IR de l'extrait n-butanol.....	61

LISTE DES ABREVIATIONS

H₂O : Eau

EtOH: Ethanol

HCl : Acide chlorhydrique

AcOEt : Acétate d'éthyle

H₂SO₄ : Acide sulfurique

CH₂Cl₂ : Dichloromethane

NaCl : Chlorure de sodium

NaOH : Hydroxyle de Sodium

Pb(OAc)₄ : Acétate de plomb

Rf : Facteur de retardation.

IR : Infra-Rouge

UV : Ultra-Violet

CCM : Chromatographie sur Couche Mince

Les unités couramment utilisées sont citées ci-dessous :

T : Température

V : Volume

V/V : Volume à Volume

g : gramme

ml : millilitre

Km : kilomètre

µm : micromètre

% : pourcentage

h : heure

°C: température en degrés Celsius

nm : nanomètre

Table des matières

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction Générale02

Première partie : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Métabolites secondaires

I . 1. Généralité06

I. 2. Métabolites secondaires.....06

I . 2.1. Définition les métabolites secondaires06

I. 2.2. Biosynthèse des métabolites secondaires06

I . 2. 3. Classification des métabolites secondaires.....08

I . 2. 3. 1. Les composés phénoliques08

I . 2. 3.1.1. Définition les composés phénoliques08

I . 2. 3.1.2. Structure chimique des polyphénols09

I . 2. 3.1. 3. Localisation des composés phénoliques10

I . 2. 3.1. 4. Rôle et intérêt des composés phénoliques10

I . 2. 3.1.5. Classification des polyphénols.....11

I . 2.3.1.5.1. Polyphénols monomériques.....11

a.Acides phénoliques11

a.1. Acide hydroxycinnamique11

a.2. Acide hydroxybenzoïque11

b.Flavonoïdes13

b.1 Définition des flavonoïdes	13
b.2 Structure des flavonoïdes	13
b. 3 Différents classes des flavonoïdes.....	14
b.4 Propriétés des flavonoïdes	15
I.2.3.1.5.2. Polyphénols sous forme de polymères	15
a.Tanins	15
a.1. Définition de tanins	15
a.2. Classification	15
a.2.1. Tanins condensés	15
a.2.2. Tanins hydrolysables	16
a. 3. Propriétés des tanins	16
b.Lignines	17
I.2.3.1.5.3. Coumarines ,Stilbènes (les plus rares).....	18
a.Coumarines C ₆ -C ₃	18
a.1 Définition des coumarines	18
a.2 Structure des coumarines	18
a.3 Propriétés des coumarines.....	18
b.Stilbènes C ₆ -C ₂ -C ₆	19
I.2.3.2. Les alcaloïdes	20
I.2.3.2.1.Définition des alcaloïdes	20
I.2.3.2.2.Fonctions et propriétés	20
I.2.3.2.3. Classification	20
I.2.3.2.4.Propriétés physico-chimiques des alcaloïdes	22
I.2.3.2.5. Propriétés thérapeutiques des alcaloïdes	22
I.2.3.3. Les terpénoïdes	23
I.2.3.3.1. Définition des terpènes.....	23
I.2.3.3.2 .Structure chimique des terpènes	23
I. 2.3.3.3 Biosynthèse des terpènes	24

I.2.3.3.3.1. Voie de mévalonate	24
I.2.3.3.3.2. Voie desoxyxylulose-5- phosphate.....	24
I.2.3.3.4. Classification	24
I.2.3.3.4.1. Les monoterpènes	25
I. 2.3.3.4.2. Sesquiterpènes	25
I. 2.3.3.4.3 Diterpènes	25
I. 2.3.3.4.4 Triterpénoïdes et stéroïdes	26
I 2.3.3.4.5 Tetraterpènes	26
I.2.3.3.5. Propriétés physicochimiques et pharmacologiques	26

Chapitre II : Présentation botanique

II.1. Prestation générale de la plante étudiée	28
II.2. La famille des Apiacées	28
II.3. Étude l'espèce <i>Ridolfia segetum</i>	28
II.3.1. Répartition géographique	28
II.3.2. Présentation de la région d'étude	28
II.3.3. Description botanique.....	29
II.3.4. Classification et systématique.....	31
II.3.5. Synonymes végétaux	31
II.3.6. Utilisation	31

Deuxième partie : Partie pratique

Chapitre III : Matériel et Méthodes

III .1. Matériels	34
III.1.1. Matériel végétal	34
III.1.1.1. Récolte du matériel végétal	34
III.1.2. Matériels de laboratoire	34
III.1.3. Réactifs chimiques et solvants	35
III .2. Méthodes	35

III.2.1. Préparation de l'extrait pour les tests	35
III.2.2. Screening phytochimique	36
III.2.2.1. Teste des Tanins	36
III.2.2.2. Teste des saponines	36
III.2.2.3. Teste des Coumarines	36
III.2.2.4. Teste des Stéroïdes.....	36
III.2.2.5. Test des Triterpènes	37
III.2.2.6. Test des pholobatannins	37
III.2.2.7. Test des Flavonoïdes	37
III. 2. 2. 7.1.1 ^{er} Méthode	37
III. 2. 2. 7.2.2 ^{ème} Méthode	37
III.2.2.8. Test des Alcaloïdes	37
III. 2.3. L'extraction des principes actifs	37
III.2.3.1. Préparation des extraits	38
III. 2. 3. 1.1. Préparation de l'extrait brut	38
III. 2. 3. 1.2. Préparation des extraits spécifiques	40
III.2.3.2. Calcul du rendement	42
III. 2.4. Analyse des principes actifs de l'espèce <i>Ridolfia segetum</i>	42
III.2.4.1. Chromatographie sur couche mince	42
III. 2. 4. 1.1. définition de Chromatographie sur couche mince	42
III.2.4.1.2. Principe de la chromatographie sur couche mince	42
III.2.4.1.3. Protocole expérimental	43
III. 2.4. 2. Spectroscopie infrarouge (IR)	45
III.2.4.2.1. définition de Spectroscopie infrarouge (IR)	45
III.2.4.2.2. Principe de Spectroscopie infrarouge (IR)	46
III.2.4.2.3. Protocole expérimental	46
Chapitre IV : Résultats et Discussion	
IV.1. Screening phytochimique.....	49
IV.1.1. Tanins	49

IV.1.2. Saponines	50
IV.1.3. Coumarines	50
IV.1.4. Stéroïdes	51
IV.1.5. Triterpènes	51
IV.1.6. Phlobatannins	52
IV.1.7. Alcaloïdes	52
IV.1.8. Flavonoïdes	53
IV.2. Rendement des extractions	55
IV.3. Analyse des principes actifs de l'espèce <i>Ridolfia segetum</i>	56
IV.3.1. Analyse chromatographique et spectroscopique.....	56
IV.3.1.1. Chromatographie sur couche mince	56
IV.3.1.2. Analyse spectroscopique infrarouge (IR)	58
Conclusion Générale	63
Références Bibliographiques	66
Annexes	76

Introduction Générale

Introduction Générale

Depuis des milliers d'années, l'homme utilise les plantes trouvées dans la nature, pour traiter et soigner des maladies [1].

Bien qu'une grande partie du XXème siècle ait été consacrée à la mise au point de molécules de synthèse, la recherche de nouveaux agents pharmacologiques actifs via le screening de sources naturelles à donner des résultats dans la découverte d'un grand nombre de médicaments utiles qui commencent à jouer un rôle majeur dans le traitement de nombreuses maladies humaines [2].

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) (2003), environ 65-80% de la population mondiale à recours au médecine traditionnelle pour satisfaire ses besoins en soins de santé primaire, en raison de la pauvreté et du manque d'accès à la médecine moderne [3], en plus de 25% des médicaments prescrits dans les pays industrialisés tirent directement ou indirectement leurs origines des plantes [4].

De par leurs effets thérapeutiques, les principes actifs des végétaux : alcaloïdes, flavonoïdes, hétérosides, huiles essentielles, quinones, saponosides, tannins, ... et vitamines constituent une source inépuisable de molécules doués de propriétés biologiques et pharmacologiques très diversifiées [5].

En effet, les métabolites secondaires font et restent l'objet de nombreuses recherches aussi bien in vivo qu'in vitro, en particulier, la recherche de nouveaux constituants naturels comme alternative thérapeutique. Cependant, l'évaluation des propriétés thérapeutiques des plantes demeure une tâche à la fois très difficile et très utile notamment pour les plantes ayant une utilisation rare ou moins fréquente ou encore méconnue dans la médecine traditionnelle.

L'Algérie, par sa surprenante richesse en biodiversité (flore) renferme de nombreuses espèces, on y dénombre plus de 3000 espèces appartenant à plusieurs familles botaniques.

Ces plantes, dont plus de 15 % sont endémiques [6]. Ne sont que peu explorées. Ainsi, afin de valoriser cette richesse naturelle et améliorer le patrimoine de médecine traditionnelle algérienne, nous avons choisi d'étudier une plante de famille des Apiacées nommé localement *Ridolfia segetum* provenant de la région de Bechar, peu de travaux lui ont été consacrés, C'est ce qui nous a encouragés à entreprendre en vue d'estimer sa qualité commerciale et de justifier scientifiquement son usage traditionnel par les populations locales en tant que remède populaire.

L'objectif de la présente étude est l'étude phytochimique afin de rechercher des molécules potentiellement actives.

Introduction Générale

Notre étude vise également a pour objet de mettre en évidence, en premier lieu, l'extraction, l'isolement et l'identification des métabolites secondaires de la graine de la *Ridolfia segetum*, pour ensuite les analyser par les méthodes chromatographiques et spectroscopiques, avec une conclusion générale.

Notre travail, comporte quatre (4) chapitres :

- ❖ Le premier chapitre est consacré synthèse bibliographique des métabolites secondaires.
- ❖ Le deuxième chapitre est parlé sur la présentation botanique de la *Ridolfia segetum* appartiennent à la famille des Apiacées.
- ❖ Le troisième chapitre concerne la partie expérimentale, qui comporte deux parties, l'un sur l'étude phytochimique et l'extraction de quelques principes actifs *Ridolfia segetum* ; la deuxième partie sur l'analyse cette principes actifs.
- ❖ Le quatrième chapitre regroupe l'ensemble des résultats qui seront suivis d'une discussion.

Enfin, une conclusion générale résumer l'ensemble des résultats du travail fourni.

Première Partie
Synthèse Bibliographique

Chapitre I
Métabolites secondaires

I.1 Généralité :

Tous les êtres vivants ont un métabolisme primaire qui fournit les molécules de base (acides nucléiques, lipides, protéines, acides aminés et glucides) [7].

Les plantes produisent, en plus, un grand nombre de composés qui ne sont pas issus directement lors de la photosynthèse, mais résultent des réactions chimiques ultérieures [8]. Ces composés sont appelés métabolites secondaires dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais représente une source importante de molécules bioactives utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire [9].

I.2. Métabolites secondaires :**I.2.1. Définition des métabolites secondaires :**

Les métabolites secondaires sont des molécules organiques complexes synthétisées et accumulées en petites quantités par les plantes autotrophes [10]. Ils ont un rôle important dans les interactions de la plante avec son environnement tel que la protection contre les pathogènes, herbivores, la concurrence entre les plantes et le stress abiotique comme dessiccation et radiation UV. Ils sont produits naturellement lors d'un métabolisme secondaire en très faible quantité, et présentent une grande variété structurale, où il s'agit plus de 200 000 structures définies. Ces molécules marquent de manière originale, une espèce, une famille ou un genre de plante et permettent parfois d'établir une taxonomie chimique [11].

En effet, les plantes médicinales sont les principales sources de ces métabolites qu'ont des propriétés pharmacologiques puissantes sur l'homme [12].

I.2.2. Biosynthèse des métabolites secondaires :

La production des métabolites secondaires est étroitement liée au métabolisme primaire, résultent généralement de trois voies de biosynthèse (figure n°1) la voie de shikimate, la voie de mévalonate et du pyruvate [13].

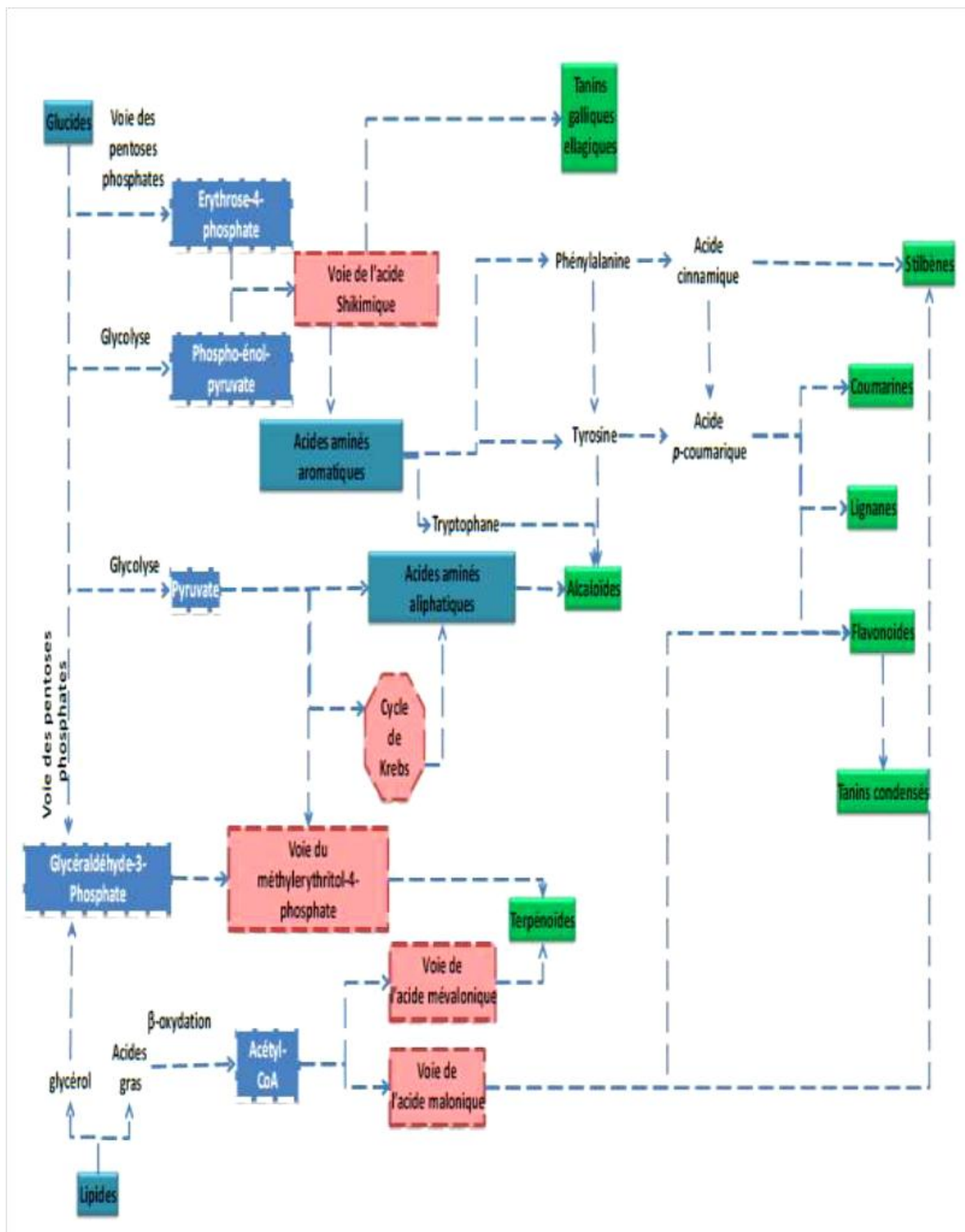


Figure n°1 : La biosynthétique des métabolites secondaires [13].

I.2.3. Classification des métabolites secondaires :

On peut classer les métabolites secondaires en trois grands groupes : les composés phénoliques, les terpénoïdes et les alcaloïdes. Chacune de ces classes renferme une très grande diversité de composés qui possèdent une très large gamme d'activités en biologie humaine. [14,15]

- Les composés phénoliques
- Les composés azotés (les alcaloïdes).
- Les terpènes.

I.2.3.1. Les composés phénoliques :

I.2.3.1.1. Définition des composés phénoliques :

Les composés phénoliques ou les polyphénols sont constitués une famille de molécules très largement répandues dans le règne végétal [16]. Plusieurs milliers ont été caractérisés jusqu'à aujourd'hui. Bien qu'étant très diversifiés, ils ont tous en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques, portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles, auxquelles est directement lié au moins un groupe hydroxyle libre ou engagé dans une autre fonction : éther, ester, hétéroside [17,9]. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois) à des proportions variables [18].

La couleur et l'arôme, ou l'astringence des plantes dépendent de la concentration et des transformations des phénols. Ces composés représentent 2 à 3% de la matière organique des plantes et dans certains cas jusqu'à 10% et même d'avantage. Dans la nature, ces composés sont généralement dans un état lié sous forme d'esters ou plus généralement d'hétérosides. Ils existent également sous forme de polymères naturels (tanins) [9]. Le groupe le plus vaste et plus répandu des phénols est celui des flavonoïdes[19].

Plusieurs classes de composés polyphénoliques sont définies selon le squelette de base (tableau n°1).

Tableau n°01 : les différentes classes des composés phénolique [20].

Squelette carbonée	Classes de composés phénoliques
C_6	Phénols simples et benzoquinones
C_6-C_1	Acides phénoliques
C_6-C_2	Acétophénonnes et les acides phenylacétiques
C_6-C_3	Acides hydroxy-cinnamiques, coumarines, phénylpropènes, chromons
C_6-C_4	Naphthoquinones
$C_6-C_1-C_6$	Xanthonnes
$C_6-C_2-C_6$	Stilbènes et anthraquinones
$C_6-C_3-C_6$	Flavonoïdes et isoflavonoïdes
$(C_6-C_1)_2$	Tannins hydrolysables
$(C_6-C_3)_2$	Lignanes et néolignanes
$(C_6-C_3-C_6)_2$	Biflavonoïdes
$(C_6-C_3) n$	Lignines
$(C_6) n$	Catéchols
$(C_6-C_3-C_6) n$	Tannins condensés

I.2.3.1.2. Structure chimique des polyphénols :

Les composés phénoliques regroupent un vaste ensemble de substances chimiques. Ils ont élément structural fondamental qui les caractérise est la présence d'au moins un noyau benzénique (aromatique), auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle (figure n°2), libre ou engagé dans une autre fonction : éther, ester ou hétéroside [21].

Ces composés varient, des molécules simples (acides phénoliques simples) vers les molécules les plus hautement polymérisées (tanins condensés) [9].

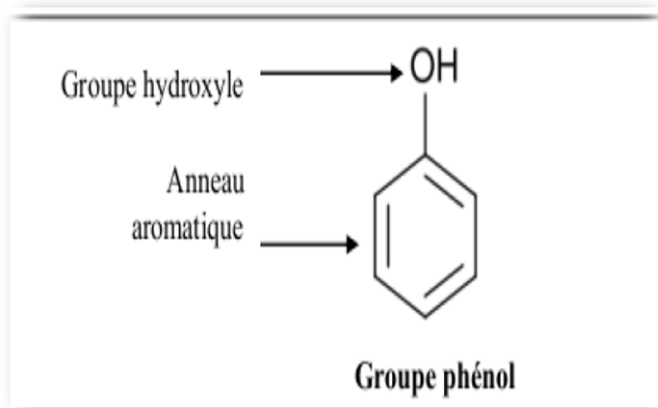


Figure n°2 : Squelette de base des polyphénols [22].

I.2.3.1.3. Localisation des composés phénoliques :

Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois)[23]. Ils sont présents aussi dans diverses substances naturelles : dans les fruits rouges, le raisin, etc [24]. Parmi les composés phénoliques, dont 8000 sont connus : les flavonoïdes, les quinones phénoliques, lignanes, les xanthones, les coumarines et d'autres classes existent en nombre considérable [21].

I.2.3.1.4. Rôle et intérêt des composés phénoliques :

Les polyphénols constituent les principes actifs de nombreuses plantes médicinales, ils ont la capacité de moduler l'activité d'un grand nombre d'enzymes et de certains récepteurs cellulaires. Ils sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire, la rhizogénèse, la germination des graines et la maturation des fruits [23]. Ces composés sont réputés aussi pour leur caractère anti-oxydant, neutralisant les radicaux libres et limitant ainsi certains dommages oxydatifs responsables de plusieurs maladies [8]. En outre, un grand nombre de polyphénols sont reconnus pour leurs propriétés anti-oxydantes, anti-inflammatoires, antifongiques, antivirales et anticancéreuses. Plusieurs études ont été réalisées sur l'impact de la consommation de végétaux sur la santé. La plupart d'entre elles ont mis en évidence une baisse du facteur de risque pour de nombreuses affections telles que l'infarctus et le cancer [25,26].

I.2.3.1.5. Classification des polyphénols :

Une classification de ces substances a été proposée par HARBORNE en 1980. 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. Deux principales classes sont largement répandues [27].

I.2.3.1.5.1. Polyphénols monomériques :

a. Acides phénoliques :

Ce sont des composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Ils sont représentés par deux sous-classes : les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et de l'acide hydroxycinnamique [28].

a.1. Acides hydroxycinnamiques

Dérivent de l'acide cinnamique et ont une structure générale de base de type (C₆-C₃). Ces acides sont très communs aussi bien sous forme libre que sous forme combinée à l'état d'esters ou hétérosides [28,29]. Cette catégorie est abondante dans les végétaux et les aliments, notamment les épices, les fraises, certains fruits rouges et l'oignon dans lesquels les concentrations peuvent atteindre plusieurs dizaines de milligrammes par kilogramme de fruits frais [32]. Les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque les plus répandus sont illustrés dans la figure suivante :

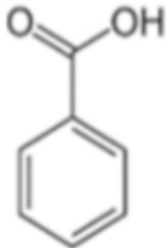
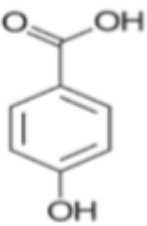
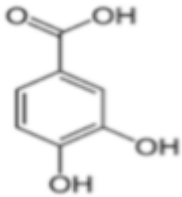
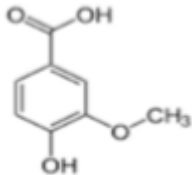
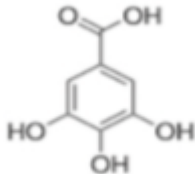
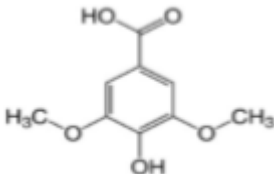
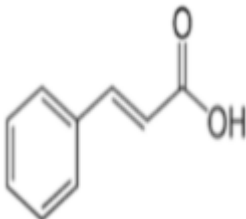
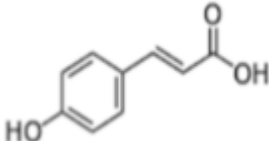
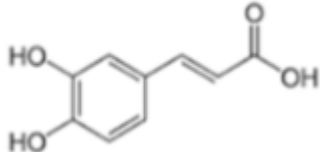
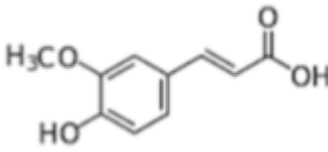
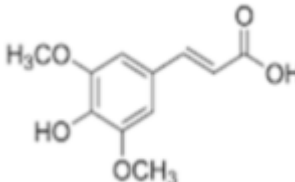
a.2. Acides hydroxybenzoïques

Sont des dérivés de l'acide benzoïque et ont une structure générale de base de type (C₆-C₁). Ces composés ont une distribution très large. Rarement libres, ils sont souvent estérifiés [29] et peuvent également être amidifiés ou combinés avec des sucres (O-acylglucosides, Oarylglucosides) ou des polyols tels que l'acide quinique [28].

L'acide caféique est le principal représentant de cette catégorie. Il est présent dans de nombreux végétaux (graine de café, tomate, olive, pomme), en particulier dans les fruits. Il représente 75 à 100% de la teneur totale en acides hydroxycinnamiques de la majorité des fruits, principalement sous forme d'ester de l'acide quinique (acide chlorogénique) [30]. L'acide chlorogénique est présent en très forte concentration dans la pomme (430 mg/kg) [31] et dans le café, une seule tasse peut en contenir de 70 à 350 mg [30].

Les différentes classes des acides phénoliques sont présentées dans le tableau suivant :

Tableau n°02 : les différentes classes d'acides phénoliques [32].

	Mono-hydroxyles	Di-hydroxyles	Tri- hydroxyles
<p>Acide benzoïque</p> 	<p>Acide p-hydroxy benzoïque</p> 	<p>R=H acide Protocatéchique</p>  <p>R=CH3</p> <p>Acide vanilique</p> 	<p>R1=R3=OH</p> <p>Acide gallique</p>  <p>R1=R3=OCH3</p> <p>Acide syringique</p> 
<p>Acide cinnamique</p> 	<p>Acide P-coumarique</p> 	<p>R=H</p> <p>acide caféique</p>  <p>R=CH3</p> <p>acide ferulique</p> 	<p>Acide Sinapique</p> 

b. Flavonoïdes :**b.1. Définition des flavonoïdes :**

Le terme « flavonoïde » désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols [33]. Certains sont des pigments quasi-universels des végétaux. Les flavonoïdes se répartissent en plusieurs classes des molécules dont les plus importants sont les flavones, les flavonols, les flavanols, les flavanones, les dihydroflavanols, les isoflavones, les isoflavanones, les chalcones, les aurones et les anthocyanes. Ces divers composés se rencontrent à la fois sous forme libre ou sous forme de glycosides. On les trouve, d'une manière très générale, dans toutes les plantes vasculaires, où ils peuvent être localisés dans divers organes : racine, tiges, bois, feuilles, fleurs et fruits. Tous les flavonoïdes (plus de 4000) possèdent le même élément structural de base, à savoir l'enchaînement 2-phénylchromane [17].

b.2. Structure des flavonoïdes :

Les flavonoïdes ont tous la même structure chimique de base, ils possèdent un squelette carboné de quinze atomes de carbones constitué de deux cycles aromatiques (A) et (B) qui sont reliés entre eux par une chaîne en C3 en formant ainsi l'hétérocycle (C) (figure n°3) [34].

Généralement, la structure des flavonoïdes est représentée selon le système C6-C3-C6. [9,35]. En formant une structure de type diphenyle propane dont des groupements hydroxyles, oxygènes, méthyles, ou des sucres peuvent être attachés sur les noyaux de cette molécule. [36,37].

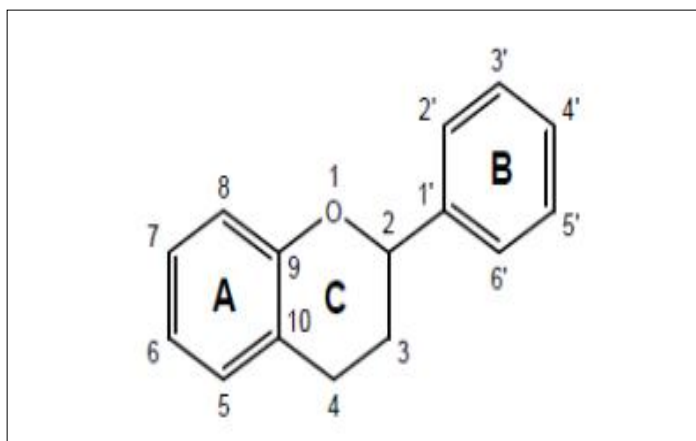


Figure n°3 : Squelette de base des flavonoïdes. [35]

b.3. Différentes classes des flavonoïdes

Les flavonoïdes se répartissent en onze familles des composés. La variation du degré D'oxydation de la chaîne carbonée C₃ (formant, en général un hétérocycle C, par condensation avec un OH phénolique du noyau A) détermine les propriétés et la classification utile en sous-groupes ou famille dont les membres peuvent porter des substituants différents au niveau du noyau B (figure n°4) [38].

Les flavonoïdes se répartissent en plusieurs classes de molécules dont les plus importantes sont :

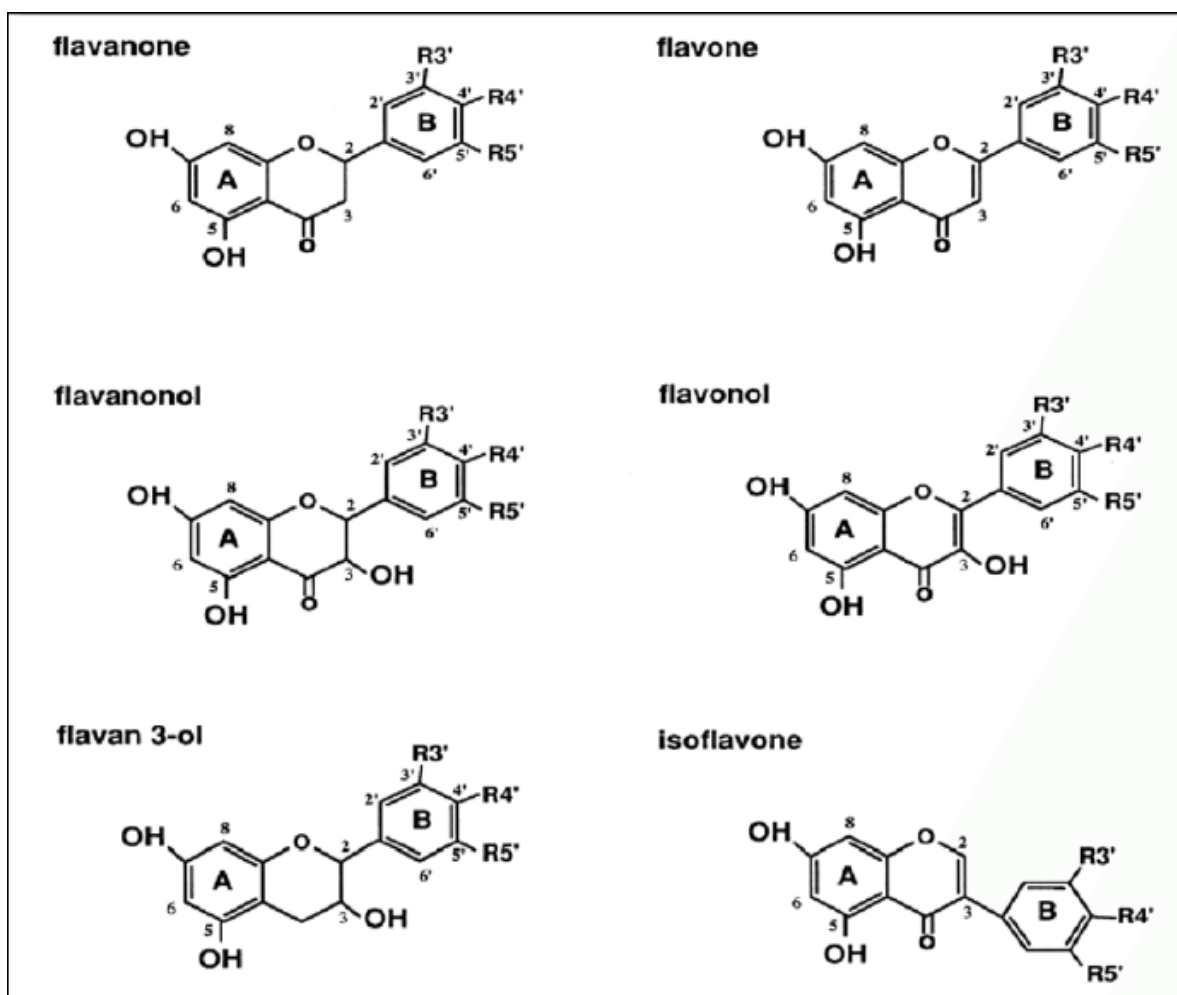


Figure n°4. Les différentes classes des flavonoïdes [39].

b.4 .Propriétés des flavonoïdes

- Ce sont des solides cristallisés dont la teinte, varie du blanc ivoire au jaune vif. Ces hétérosides sont solubles dans l'eau (surtout à chaud), l'alcool et les solvants organiques. Ils sont insolubles dans les solvants organiques apolaires.
- Les flavonoïdes sont aussi solubles dans les solutions alcalines (ammoniaque et potasse) donnant une coloration jaune qui disparaît par addition d'acide.
- Ils possèdent un spectre d'absorption dans l'ultraviolet avec, généralement deux maximums caractéristiques variant avec chaque type flavonique [40].
- Ils Protègent les plantes contre les radiations UV.
- Ils sont impliqués dans les processus de défense de la plante contre les infections bactériennes et virales.
- Ils fonctionnent comme des signaux moléculaires de reconnaissance entre les bactéries symbiotiques et les légumineuses afin de faciliter la fixation de l'azote moléculaire.
- Ils régulent l'élongation des tiges et interviennent dans la maturité des fruits [41].

I.2.3.1.5.2. Polyphénols sous forme de polymères :

a. Tanins :

a.1. Définition des tanins :

Les tanins sont des substances polyphénoliques en (C15) n de structure variée, de saveur astringente ayant en commun la propriété de tanner la peau, cette aptitude est liée à leur propriété de se combiner aux protéines. Leur poids moléculaire est compris entre 500 et 3000 Da [42], Ils peuvent exister dans divers organes : l'écorce, les feuilles, les fruits, les racines et les graines [43]. Caractérisées par leur astringence, ils ont la propriété de précipiter les protéines et les métaux lourds. Ils favorisent la régénération des tissus et la régulation de la circulation veineuse, tonifient la peau dans le cas des rides [44].

a.2. Classification :

On distingue habituellement chez les végétaux supérieurs, deux groupes de tanins différents par leur structure aussi bien que par leur origine biogénétique : Les tanins hydrolysables et les tanins condensés [17].

a.2.1. Tanins condensés :

Les tanins condensés sont des polymères flavanolique constitués d'unités flavan-3-ols, le plus souvent épicatechine et catéchine [43].

Ils sont aussi désignés aussi sous le nom de « tanins catéchiques » et ne sont hydrolysables que dans des conditions fortement acides [45].

a.2.2. Tanins hydrolysables :

Ils sont constitués par une molécule de sucre (le glucose le plus souvent) estérifiée par l'acide gallique ou un de ses dérivés (acide ellagique, chébulique ou valonique). Ils sont facilement hydrolysables par voie chimique ou enzymatique [45] .

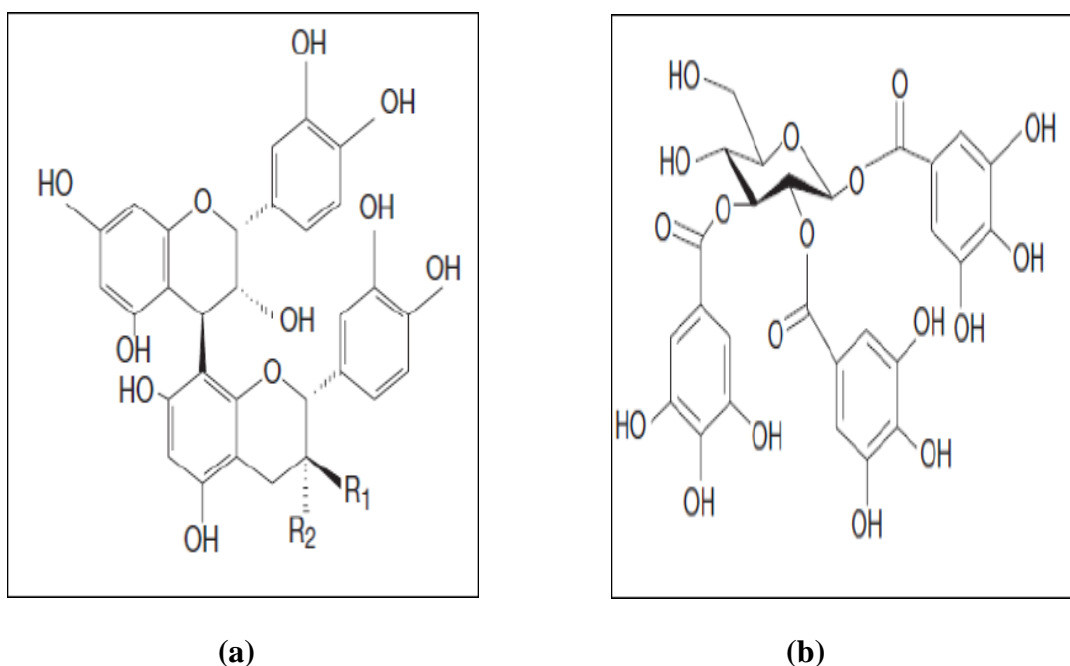


Figure n°5: Structures chimiques (a) d'un tanin condensé et (b) d'un tanin hydrolysable. [46].

a.3. Propriétés des tanins :

- Les tanins sont des corps généralement amorphes, solubles dans l'eau et l'alcool et insolubles dans les solvants organiques apolaires. On les extrait, généralement par des mélanges hydro-alcooliques.
- Ils précipitent, avec de nombreux réactifs et avec les sels de métaux lourds tels que le fer, le plomb, le zinc et le cuivre [47].
- Grâce à leur astringence, les tanins sont utilisés comme antidiarrhéiques, vasoconstricteurs et hémostatiques, mais surtout comme protecteurs veineux dans le traitement des varices et hémorroïdes [42].
- Ils sont largement employés dans l'industrie du cuir surtout dans celle des vernis et Peintures [42] .

b. Lignines :

Le terme lignane à l'origine présenté par Haworth en 1936. Ils sont les dimères des unités de phenylpropane (C6 C4) [48].

Les lignanes constituent une classe importante de métabolites secondaire dans le règne Végétal. La distribution botanique est large : plusieurs centaines des composés ont été isolés Dans environ soixante-dix familles. Chez les gymnospermes, Ils sont surtout rencontrés dans Les bois alors que chez les Angiospermes, ils ont été identifiés dans tous les tissus, Ils ont été découvert dans toutes les parties des plantes : les racines, les feuilles, les fruits est les graines [49]. Subissant les contraintes de la gravite, la lignine est apparu afin notamment de rigidifier les parois cellulaires [42].

Le rôle des lignines dans l'évolution des végétaux, ils forment une barrière mécanique, de goût désagréable, et réduisant la digestibilité des sucres de la paroi, les lignines participent à la résistance des plantes aux microorganismes et herbivores, la lignification est une réponse courante à l'infection ou la blessure [50].

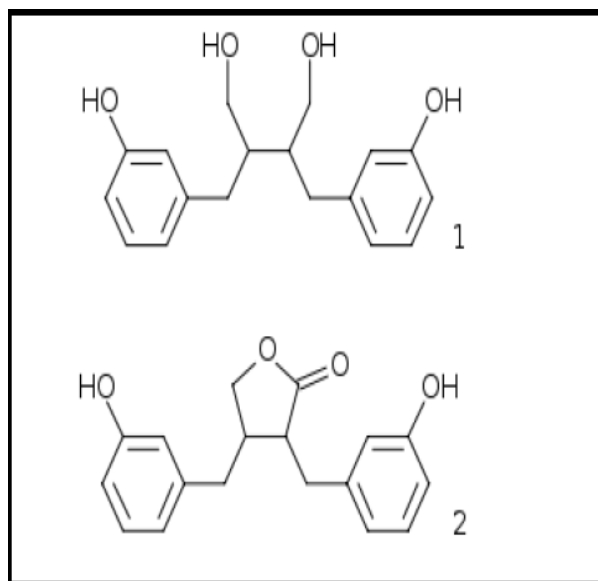


Figure n°6 : Structures chimiques de lignine [49].

I.2.3.1.5.3. Coumarines, Stilbènes (les plus rares)

a. Coumarines C₆-C₃ :

a.1. Définition des coumarines :

Les coumarines tirent leur nom de « coumarou », nom vernaculaire de fève tonka (*Dipterix odorata* Wild., Fabaceae) dont les fèves contiennent 1 à 3% de coumarine, d'où fut isolée en 1982 [52]. Le squelette de base des coumarines est constitué de deux cycles accolés avec neuf atomes de carbone [53]. Les coumarines constituent une classe importante de produits naturels, elles donnent une odeur caractéristique semblable à celle du foin fraîchement fauché. A l'exception des algues, ces composés sont les constituants caractéristiques du règne végétal chlorophyllien. Les familles les plus riches en coumarines sont : Légumineuse, Rutacées, Apiécées et Thymeleacées. Elles se trouvent dans toutes les parties de la plante et notamment dans les fruits et les huiles essentielles des graines [54,55].

a.2. Structure des coumarines :

Le squelette de la base des coumarines est constitué de deux cycles accolés de types (C₆ – C₃) avec neuf atomes de carbones. [56]

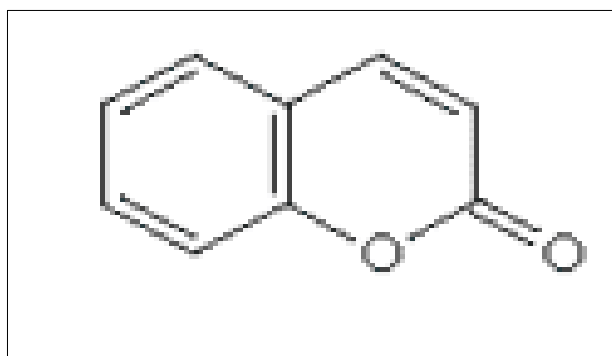


Figure n°7 : structure chimique du coumarine.

a.3. Propriétés des coumarines :

➤ Les coumarines libres sont solubles dans les alcools et dans les solvants organiques Tels que les solvants chlorés avec lesquels on peut les extraire. Les formes hétérosidiques sont plus ou moins solubles dans l'eau [17].

- Elles ont un spectre UV caractéristique, fortement influencé par la nature et la Position des substituants et profondément modifié en milieu alcalin (KOH, NaOCH₃), elles sont examinées en lumière ultra-violette [17].
- Elles sont capables de prévenir la peroxydation des lipides membranaires et de Capturer les radicaux hydroxyles, superoxydes et peroxydes.
- Les conditions structurales requises pour l'activité antiperoxydante des coumarines Sont similaires à celles des flavonoïdes [57].
- Elles sont considérées comme des phytoalexines, c'est-à dire des métabolites que la Plante synthétise en grande quantité pour lutter contre une infection causée par des Champignons ou par des bactéries. Les coumarines peuvent également se trouver Dans le règne animal (les glandes à sécrétion odoriférante du castor) et chez certains Microorganismes [58].

b. Stilbènes C₆-C₂-C₆ :

Les stilbènes (figure n°8) sont des composés phénoliques contenant au minimum deux noyaux aromatiques reliés par une double liaison, Le resvératrol et le ptérostilbène font partie de la famille des stilbènes et sont des composés synthétisés par la plante suite à un stress, Ces molécules peuvent s'oxyder sous l'action d'enzymes oxydase et les peroxydases [59].

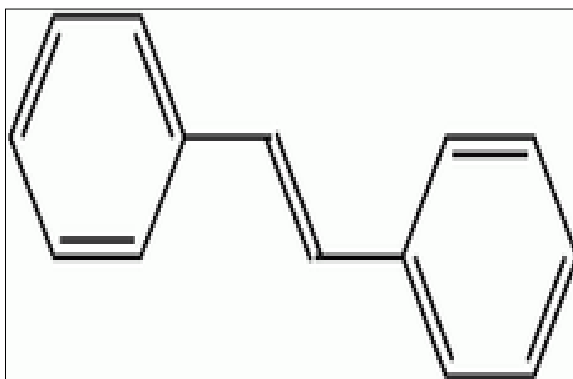


Figure n°8 : Structure chimique de stilbène. [59]

I.2.3.2. Les alcaloïdes :

I.3. 2.1. Définition des alcaloïdes :

Un alcaloïde est une substance organique azotée d'origine végétale à caractère alcalin et présentant une structure moléculaire hétérocyclique complexe [60].

Généralement sont relativement stables et sont stockés dans les plantes en tant que produits de différentes voies biosynthétiques, la plupart du temps à partir des acides aminés tels que la lysine, l'ornithine, la tyrosine et le tryptophane.

Les alcaloïdes peuvent se trouver dans toutes les parties de la plante, mais selon l'espèce de la plante, ils s'accumulent uniquement dans les écorces, dans les racines, dans les feuilles ou dans les fruits [61].

I.3. 2.2. Fonctions et propriétés :

Les alcaloïdes sont des molécules très intéressantes au point de vue biologique car certaines sont le principe actif de plusieurs extraits de plantes anciennement utilisés comme médicaments, comme poisons ou encore comme psychotropes [62]. Insolubles ou fort peu solubles dans l'eau ; ils sont solubles dans l'alcool plus à chaud qu'à froid, l'éther, les acides et dans l'ammoniaque [63].

I.3. 2.3. Classification :

Ils existent plusieurs types d'alcaloïdes, certains ont de structures très simples, d'autres de structures beaucoup plus complexes [64]. Nous distinguons 3 classes [65].

Les alcaloïdes vrais : ce sont des dérivés d'acides aminés, dont l'atome d'azote est inclus dans le système hétérocyclique. Ils sont présents dans les plantes, soit sous forme libre, soit sous forme de sel, soit comme N-Oxyde. Ils représentent le plus grand nombre d'alcaloïdes et ils sont toxiques [60].

Les pseudo-alcaloïdes : ils présentent le plus souvent toutes les caractéristiques des alcaloïdes vrais, mais ne sont pas des dérivés des acides aminés [60]. Dans la majorité des cas connus, ce sont des dérivés d'isoprénoïdes (alcaloïdes terpéniques) et du métabolisme de l'acétate [66].

Les proto-alcaloïdes : ce sont des amines simples dont l'azote n'est pas inclus dans un système hétérocyclique. Ils ont un caractère basique et sont élaborés in vivo à partir d'acides aminés. Ils sont souvent appelés « amines biologiques » et sont soluble dans l'eau [67].

Bien que beaucoup d'entre eux soient toxiques, les alcaloïdes représentent les principes actifs de nombreuses plantes médicinales [68].

Les principaux cycles azotés des alcaloïdes sont de type (figure n°9) Indole (a), Quinoline (b), Isoquinoline (c), Tropane (d), Pyridine (e), quinolizidine (f), la morphine (g) et solanidine (h) (stéroïde) [69].

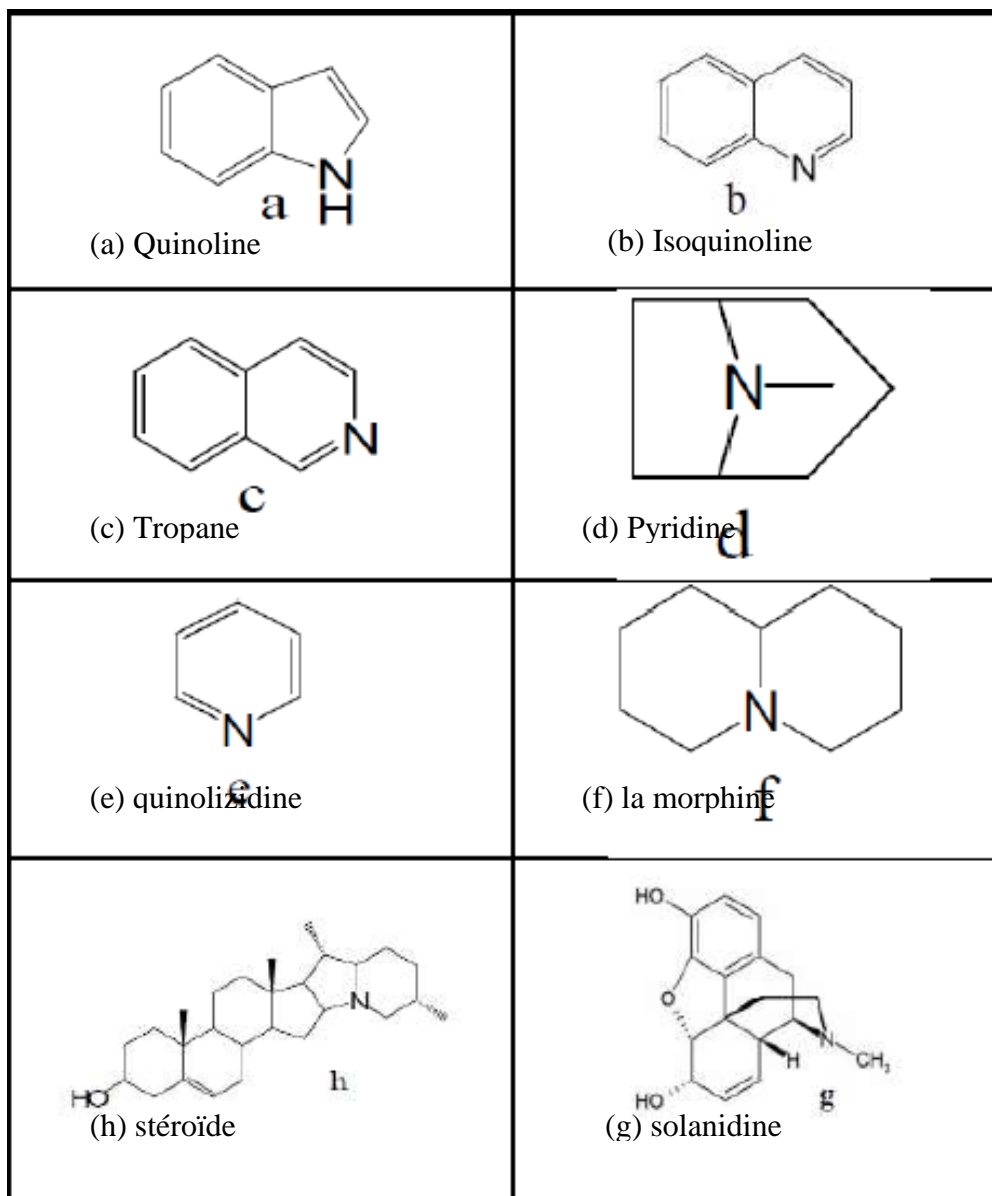


Figure n° 9 : Les principaux cycles azotés des alcaloïdes [70].

I.3. 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 [71].

_ 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 variée [42].

- 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) [72].

- 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 électrodonneurs la renforcent. La colchicine et la pipérine, du fait de l'existence du carbonyle de l'amide, sont pratiquement neutres. [73]

I.3. 2.5. Propriétés thérapeutiques des alcaloïdes :

Les alcaloïdes sont des substances particulièrement intéressantes pour leur activité pharmacologique qui s'exerce dans des domaines variés.

- Au niveau du système nerveux central, ce sont des dépresseurs (morphine) ou des stimulants (caféine)
- On notera aussi l'existence de curarisants, d'anesthésiques locaux (cocaïne), d'antifibrillants (quinidine), d'anti-tumoraux (vinblastine), d'antipaludique (quinine).

Ces différentes activités (et d'autres) conduisent à une utilisation pharmaceutique des plantes à alcaloïdes. D'une manière générale, les alcaloïdes sont des substances particulièrement intéressantes pour leurs activités pharmacologiques très variées ainsi que Par leur toxicité. [52,60].

I.2.3. 3. Les terpénoïdes :**I.3. 3.1. Définition les terpènes :**

Appelés aussi terpènes, ils forment un groupe de produits naturels largement représenté et d'un intérêt chimique considérable, très diversifiés. Ils constituent le principe odoriférant des végétaux. Cette odeur est due à la libération des molécules très volatiles contenant 10, 15, 20 atomes de carbones. Extraites ces molécules sont employées comme condiment (girofle) ou comme parfum (rose, lavande). Ils ont un caractère commun, formés d'unités isopréniques (C_5H_8). Ils sont formés de l'assemblage d'un nombre entier d'unités penta carbonées ramifiées dérivées du 2-méthyl butadiène, appelées unités isopréniques (C_5H_8) n. Ces squelettes peuvent être arrangés de façon linéaire ou bien former des anneaux. De ce fait une classification rationnelle, basée sur ce nombre qu'ils renferment, est possible [74,75].

I.3. 3. 2. Structure chimique des terpènes :

Les terpènes sont des hydrocarbures naturels, de structure, soit cyclique soit à chaîne ouverte : leur formule brute est $(C_5H_8)_n$ dont le x est variable en fonction du degré d'insaturation de la molécule et n peut prendre des valeurs de (1-8) sauf dans les polyterpènes où il peut atteindre plus de 100 (caoutchouc). La molécule de base est l'isoprène de formule C_5H_8 (Figure n°10). Le terme terpénoïde désigne un ensemble de substances présentant le squelette des terpènes avec une ou plusieurs fonctions chimiques (alcool, aldéhyde, cétone, acide, lactone, etc.) [76].

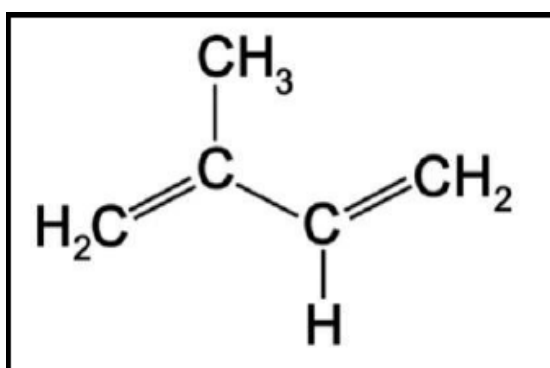


Figure n°10 : Structure de l'unité isoprène.

I.3.3.3. Biosynthèse des terpènes :

Les terpènes sont des métabolites secondaires synthétisés par les plantes, les organismes marins, les champignons et même les animaux, ils résultent de l'enchaînement de plusieurs unités isopréniques [77].

L'isopentényl- diphosphate (IPP) et le diméthylallyldiphosphate (DMAPP), équivalents biologiques de l'isoprène, sont les précurseurs communs de tous les isoprénoides et peuvent s'isomériser grâce à une enzyme l'IPP isomérase [78], chez les plantes supérieures, les isoprénoides sont synthétisés par deux voies biochimiques indépendantes, voie de mévalonate et la voie desoxyxylulose-5- phosphate [79].

I.3.3.3.1. Voie de mévalonate :

Se fait dans le cytosol et le reticulum endoplasmique, la plus anciennement connue, utilise l'acétyl-CoA comme point de départ, tout comme la biosynthèse des acides gras [79].

I.3.3.3.2. Voie desoxyxylulose-5- phosphate :

La voie de desoxyxylulose-5- phosphate (DXP) qui fut découverte chez les organismes procaryotes, puis généralisée selon les dernières recherches aux chloroplastes des plantes supérieures donne naissance aux précurseurs d'isoprènes, monoterpènes, diterpènes et tétraterpènes et ce à partir des produits issus directement de la photosynthèse ; la pyruvate et glycéraldéhyd 3-phosphate [80].

I.3.3.4. Classification :

La classification des terpenoïdes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène. De ce fait une classification rationnelle, basée sur ce nombre qu'ils renferment, est possible. Tableau en donnant des hémiterpènes (C5), monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), sesterpènes (C25), triterpènes (C30), tétraterpènes (C40) et polyterpènes [81,82].

Tableau n°03 : Classification des triterpènes. [74-75]

Monoterpènes	C ₁₀
Sesquiterpènes	C ₁₅
Diterpènes	C ₂₀
Sesterpènes	C ₂₅
Triterpènes et Stéroïdes	C ₃₀
Tetraterpènes	C ₄₀
Polyterpènes	(C ₁₀) n avec n>8

I.3.3.4.1. Les monoterpènes :

Les monoterpènes sont les plus simples constituants des terpènes dont la majorité est rencontrée dans les huiles essentielles (90% des huiles essentielles sont des monoterpènes) [83].

Ils comportent dix (10) atomes de carbones et sont issus de la condensation de deux unités isoprène, selon le mode de couplage « tête-queue ». Plus de 900 monoterpènes connus se trouvent principalement dans 3 catégories structurales : les monoterpènes linéaires (acycliques), les monoterpènes avec un cycle unique (monocycliques) et ceux avec deux cycles (bicycliques) et tricyclique [76,84].

I.3.3.4.2. Sesquiterpènes :

Les sesquiterpènes sont des molécules à 15 atomes de carbone constituées de trois unités isopréniques et dérivant du Farnésyl diphosphate (FPP) ; [85] il s'agit de la classe la plus diversifiée des terpènes, elle contient plus de 3000 molécules comme par exemple : β -caryophyllène, β -bisabolène, α -humulène, α -bisabolol, farnesol.

I. 3.3.4.3. Diterpènes :

Les diterpènes sont formés de quatre unités isoprènes (C₂₀H₃₂) [86] , il comprend les gibbérellines (phytohormones du développement impliquées dans des processus cellulaires fondamentaux tels que la germination [87].

I.3.3.4.4. Triterpénoïdes et stéroïdes :

Les triterpènes sont des composés en C₃₀ issus de la cyclisation de l'époxysqualène ou du scalène [14]. Les stéroïdes sont dérivés de triterpènes tétracycliques et possèdent un squelette cyclopentaperhydro phénanthrène. Beaucoup de stérols se produisent sous forme de glycosides caractérisés par les saponines stéroïdiens [88].

➤ Saponines (Groupes de stéroïdes) :

Le mot saponine est dérivé du mot latin *sapo*. Les saponines ont reçu leur nom du fait qu'elles produisent une mousse semblable à celle du savon [89]. Ils sont des glycosides à poids moléculaire élevé, regroupant un ensemble complexe et chimiquement très diversifié de molécules triterpéniques ou stéroïdes. Elles se composent d'une fraction aglycone hydrophobe (un noyau stéroïdique ou triterpénique) liée à une chaîne mono ou polysaccharide [90].

I.3.3.4.5. Tetraterpènes :

Les Tetraterpènes contiennent une longue chaîne de 40 atomes de carbones, à doubles liaisons conjuguées de configuration « trans » dont les extrémités sont des chaînes ouvertes ou des cycles. Les tetraterpènes les mieux connus sont les caroténoïdes. Ces derniers représentent un large groupe de pigments naturels de couleurs jaune, orange et rouge [83].

I. 3.3.5. Propriétés physicochimiques et pharmacologiques

Les terpenoïdes sont responsables de la couleur et l'odeur des plantes et des épices (piments, curies) [91].

Beaucoup de terpènes servent comme des additifs dans les industries alimentaires et cosmétiques et plusieurs d'entre eux possèdent des activités biologiques :

Antimicrobienne, insecticide, anti-carcinogénique, anti-inflammatoire, anesthésique et antihistaminique (des mono et sesquiterpènes), diurétique, neuro-protective. On peut citer également les propriétés anti-tumorales et cytotoxiques des diterpènes (Taxol), et des activités anti-oxydantes attribuées surtout aux diterpènes phénoliques [83].

Chapitre II

Présentation botanique

II .1 Prestation générale de la plante étudiée :

Ridolfia segetum appartient à la famille des Apiacées. Cette famille, très abondante dans le monde et riche en huiles essentielles, comprend plus de 3000 espèces avec 55 genres représentés en Algérie. L'identification botanique a été établie à partir d'un échantillon de plante au niveau de leurs fleurs [92].

II .2 La famille des Apiacées :

Cette vaste famille a été classé par Antoine Laurent de Jussieu en 1789 sous le nom d'*Umbelliferae*, puis nommée Apiacées par John Lindley en 1836 [93].

La famille des Apiacées (anciennement nommées « Ombellifères ») regroupe les plantes qui ont une inflorescence en forme d'ombelle. Le pédicelle (branche individuelle d'une seule fleur) rayonne depuis un point commun de la tige. Cette famille compte plus de 3000 espèces réparties en 420 genres. Principalement herbacées, beaucoup sont huileuses ou aromatiques, quelques-unes sont toxiques. La famille des Apiacées est généralement divisée en deux catégories :

- Celle des plantes cultivées pour leur racine.
- Celle des plantes cultivées pour leur feuillage.

II .3 Étude l'espèce *Ridolfia segetum* :

II .3.1 Répartition géographique :

La plante *Ridolfia segetum* est une plante spontanée qui pousse en région méditerranéenne dans les champs et les lieux vagues [94].

II.3.2 Présentation de la région d'étude :

Commune de Boukais La plante *Ridolfia segetum* Étudiée provient de la région De Boukais (oasis vers Les frontières marocaines) À 50 km Nord-Ouest de La ville de Bechar (figure n° 11).

Elle été achetée chez un Herboriste à Bechar.



Figure n°11 : Localisation de la région d'étude

II.3.3 Description botanique :

C'est une plante annuelle de 40-80 cm, glabre, glaucescente, à racine grêle, pivotante. Tige grêle, finement striée, à rameaux ascendants. Fleurs jaunes, en ombelles à 10-40 rayons grêles, presque égaux (figure n°12), on peut le trouver sous les noms communs dans d'autres pays saat- ridolfie; ridolfia des moissons ; aneto puzzolente ; andragem ; false fennel. C'est une plante endémique dans la région méditerranéenne de l'Europe, de l'Asie, de l'Afrique.

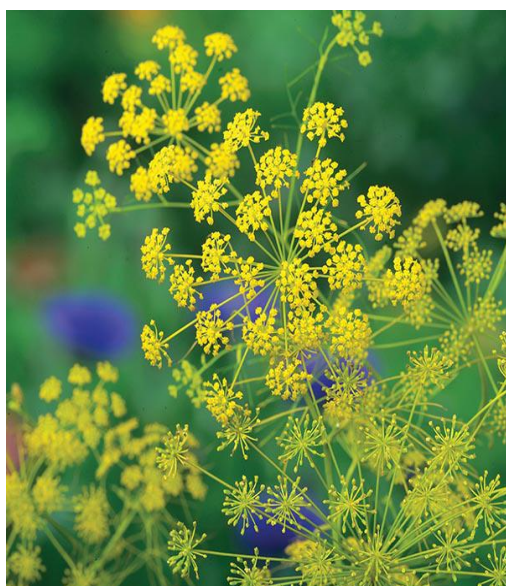


Figure n°12 : Photo de la plante *Ridolfia Segetum*.

Ses fruits gris brun, petits de longueur inférieure à 1 mm, sont des diakènes côtelés de forme ovoïde. Ses graines petites, ovales, striées, courbes et grisvert ressemblent aux graines du carvi et du cumin.



Figure n° 13 : Graines de *Ridolfia segetum* photo originale.

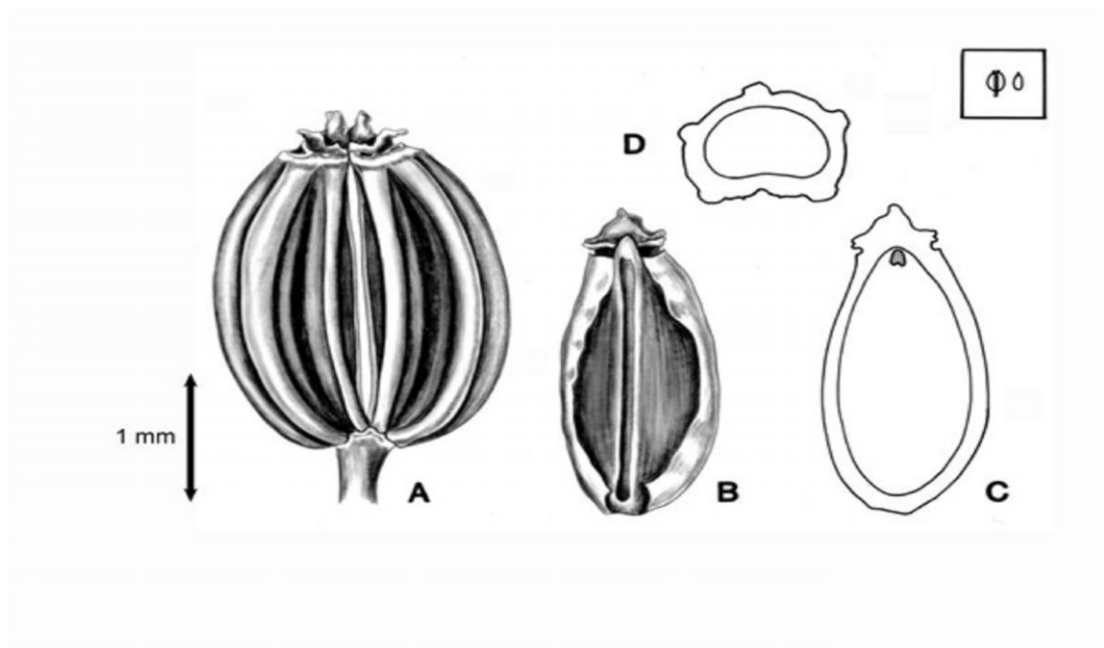


Figure n°14 : Structure des graines de *Ridolfia segetum*.

II.3.4 Classification et systématique :

Sa classification dans la systématique est donnée dans le tableau n°4 [95].

Tableau n°4 : Classification et systématique de *Ridolfia segetum*

Règne	Plante
Embranchement	Spermaphyte (phanérogame)
Sous Embranchement	Angiosperme
Classe	Dicotylédone
Sous classe	Dialypétale (à pétales séparés)
Ordre	Apiale (ombellale)
Famille	Apiacée (Ombellifère)
Genre	<i>Ridolfia</i>
Espèce	<i>Segetum</i>

II.3.5.Synonymes végétaux :

La plante *Ridolfia segetum* possède plusieurs noms qui sont : « persil de maïs », « Fenouil faux », Ridolfie des moissons, Aneth des moissons ou « carvi faux », false karwia, False Fennel, Moutar, Beubsa. Son nom populaire est Karwiya el amya ou aoura [96].

II.3.6.Utilisation :

Les graines de *Ridolfia segetum* ont une odeur forte. Elles sont employées comme aromates dans l'industrie de conserves au vinaigre. Elle est également employée à des fins médicamenteuses dans les pays du bassin méditerranéen. Elle permet de réguler les périodes menstruelles des femmes, et augmente l'écoulement du lait. Aussi, elle empêche la constipation, les gaz, les infections respiratoires.... et les toux [96].

Deuxième Partie

Partie Pratique

Chapitre III
Matériel et méthodes

Notre étude expérimentale a été réalisée au sein du laboratoire de la recherche Département Génie des procédés (Faculté des Sciences et Technologies), Université de Ghardaïa pendant une durée du mois (février - Avril 2021).

Les travaux pratique de notre étude a pour but Le screening photochimique et l'extraction des principes actifs des grains de *plante Ridolfie* puis l'analyser.

III .1. Matériels

III.1.1. Matériel végétal :

III.1.1.1. Récolte du matériel végétal :

La matière végétal utilisée dans cette étude qui connu sous le nom scientifique de *Ridolfia segetum*. Elle a été récoltée durant le mois janvier 2021 à la commune de Boukais à 50 km Nord Ouest de la ville de Bechar. Le séchage de cette plante à été effectué dans un endroit sec et à l'abri des rayons solaires presque de 48 heures, puis dépistage, la conservation de la plante séchée dans une bouteille de verre.



Figure n°15 : Graines sèches de *Ridolfia segetum* photo originale

III.1.2. Matériels de laboratoire :

Balance de précision, Agitateur, Papier filtre, Plaque chauffante, Tube à essai, Micropipette, Entonnoir, Bécher, erlenmeyer, Rotavapor de type Heidolph, Plaque CCM de silice, spectromètre FTIR-600.

III.1.3. Réactifs chimiques et solvants :

Dans cette étude nous avons utilisé : éthanol, l'éther de pétrole, dichlorométhane, l'acétate d'éthyle, n-butanol comme des solvant, et les réactifs chimiques : méthanol , Le chlorure de fer (FeCl_3) ,chloroforme ,NaOH ,d'acide sulfurique (H_2SO_4) , d'acide acétique $\text{C}_4\text{H}_6\text{O}_3$, HCl, ,limailles de Magnésium (Mg) ,Pb (OAc)₄ ,d'alcool chlorhydrique , le réactif de Dragendorff, eau distillée.

III .2. Méthodes

III.2.1. Préparation de l'extrait pour les tests :

Peser 10 g du matériel végétal et on mettre dans bécher de 250 ml avec 80 ml d'éthanol et 20 ml eau distillée. On laisser macérer pendant 48 heures à température ambiante, et Cela pour permettre une meilleure extraction des composés chimiques la solution hydro-alcoolique a été filtrée l'aide d'un entonnoir sur papier filtre (extrait aqueux).

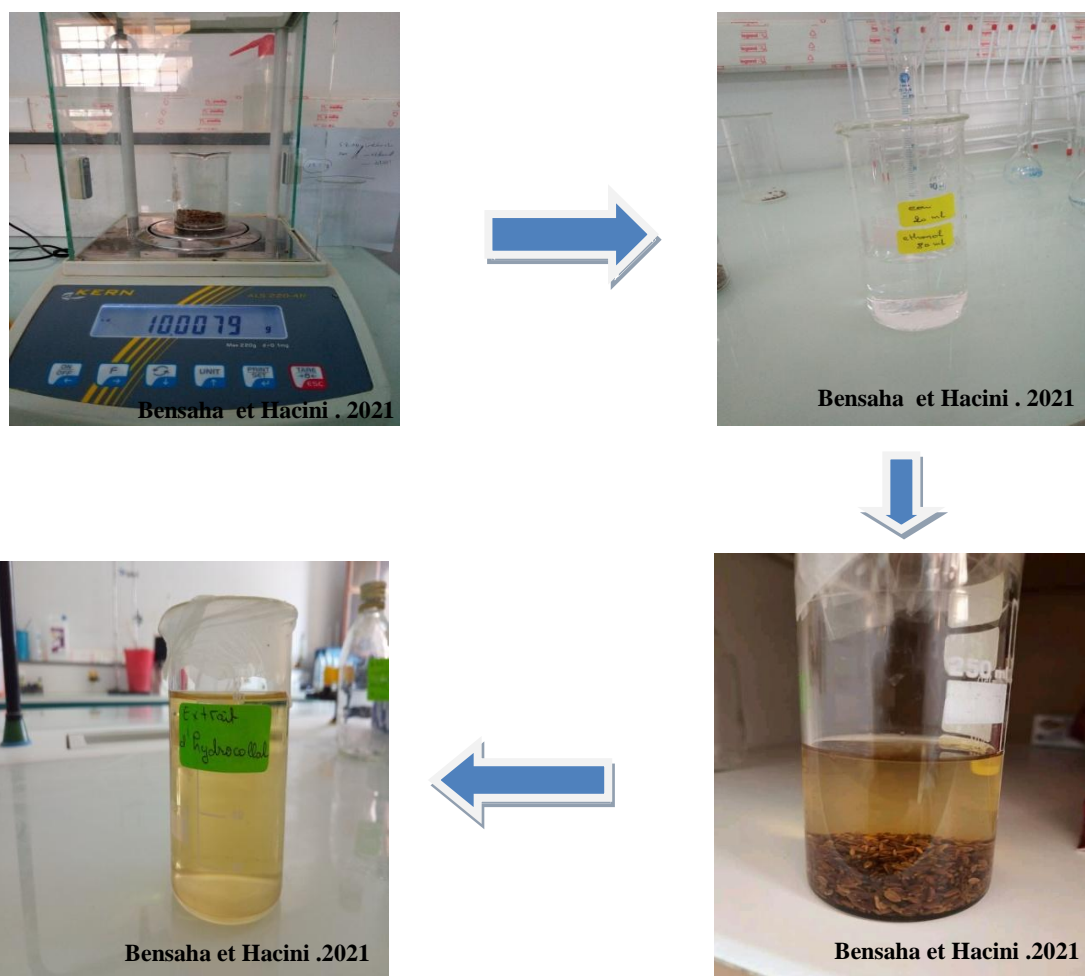


Figure n°16 : préparation d'extrait aqueux photo originale.

- L'extrait aqueux obtenu après filtration de la solution a été soumis aux tests suivants :

III.2.2. Screening phytochimique :

Cette étude permet de mettre en évidence la présence de quelques groupes chimiques (les alcaloïdes, flavonoïdes...etc.) dans notre plante.

Le matériel végétal pulvérisé est épuisé par macération dans des solvants suivante (éthanol et eau distillée) et soumise à un criblage phytochimique qualitatif pour l'identification de divers constituants chimiques en utilisant la méthode décrite par Trease et Evans (1987), Harbone (1973) et Sofowora (1993). [97-98]

Les tests photochimiques basés sur des réactions de coloration et de précipitation pour détecter la présence ou l'absence de certains composés appartenant aux familles chimiques.

III.2.2.1. Teste dès Tanins :

- La préparation solution de chlorure de fer FeCl_3 : 5% Signifie 5 g de FeCl_3 fondre dans 100 ml d'eau distillée.

- On mettre 2 ml de l'extrait aqueux avec 2 ml eau distillée chaude et ajoute 2 à 3 gouttes de solution FeCl_3 (5%). En présence de tanins, avec les sels ferrique (FeCl_3) : **tanins galliques** donnent un précipité bleu noir et **tanins cathéchi** un précipité brun verdâtre.

III.2.2.2. Teste des saponines :

- Dans tube à essai, on ajoute 5ml de l'extrait aqueux puis ajouter 5 ml d'eau H_2O et l'mélange a été bouilli. La hauteur de la mousse indique la présence saponosides.

III.2.2 .3. Teste des Coumarines :

- La préparation solution hydroxyde de sodium NaOH : 10% Signifie 10g de NaOH fondre dans 100 ml d'eau distillée.

-Dans un éprouvette on mettre 2 ml de l'extrait aqueux, puis ajouter 3ml de solution hydroxyde de sodium NaOH (10%). L'apparence de la couleur jaune indique la présence de la coumarine.

III.2.2.4. Teste des Stéroïdes

- Dans tube à essai, on prend 2 ml de l'extrait aqueux avec 2ml de chloroforme, puis ajouter 2 ml d'acide sulfurique concentré H_2SO_4 . On observe un anneau rouge-brunâtre, alors qu'en présence de stérols.

III.2.2.5. Test des Triterpènes :

- On met 2 ml de l'extrait aqueux avec 2ml d'acide acétique $C_4H_6O_3$, puis ajouter 2 à 3 gouttes d'acide sulfurique concentré H_2SO_4 . Une couleur rouge foncé indique la présence des triterpènes.

III.2.2.6. Test des phlobatannins :

- On prend environ 2 ml de l'extrait aqueux ont été ajoutés à 2 ml d'HCl concentré et le mélange a été bouilli. Le dépôt d'un précipité rouge a été considéré comme une preuve de la présence de phlobatannins.

III.2.2.7. Test des Flavonoïdes :

- La préparation de solution $Pb(OAc)_4$: 10% Signifie 10g de $Pb(OAc)_4$ fondre dans 100 ml d'eau distillée.

➤ Pour détecter la présence les flavonoïdes nous avons utilisé deux méthodes :

III.2.2.7.1. 1^{er} Méthode :

- On met 1 ml de l'extrait aqueux avec 1ml de solution $Pb(OAc)_4$ (10%). L'apparition d'une coloration jaune indique la présence d'un flavonoïde.

III.2.2.7.2. 2^{ème} Méthode :

- Dans un bécher, on ajoute 10 ml de l'extrait aqueux, évaporés jusqu'à séchage complet.

Ajouter au résultat 1 à 2 ml de méthanol chaud puis quelques copeaux de magnésium (Mg) avec 4 à 5 gouttes d'alcool chlorhydrique concentré. Il se produit une réaction de précipitation pendant quelques minutes. L'apparition d'une coloration orangée ou rouge indique la présence d'un flavonoïde.

III.2.2.8. Test d'Alcaloïdes :

- On met 2 ml de l'extrait aqueux avec 2ml de ajoutés à 2 ml d'HCl concentré a été traité avec des gouttes de le réactif de Dragendorff. La précipitation avec ce réactif a été considérée comme une preuve de la présence d'alcaloïdes.

III.2.3. L'extraction des principes actifs :

Les principes actifs d'une plante sont des agents chimiques capables d'une activité. La présence des ces composants souvent en quantité extrêmement faible dans la plante impose des séparations, généralement, délicates. La décoction, l'infusion et la macération sont les méthodes de séparation les très utilisées pour l'extraction globale des principes actifs et qui

sont suivies par des séries de séparation chromatographique pour atteindre une matière pure d'un principe actifs. [99]

Dans notre étude, nous avons utilisé la méthode d'extraction macération. L'extraction est effectuée par à laisser séjourner la plante dans différents solvants de différentes polarités pendant plusieurs heures. Pour extraire certains principes actifs à partir de plante *Ridolfia segetum*.

III.2.3.1. Préparation des extraits :

III.2.3.1.1. Préparation de l'extrait brut :

Dans un bécher de 1000 ml, on ajoute 100g de la plante de *Ridolfia segetum* séchée et mise en contact avec un mélange éthanol/ eau (7/3) (v/v) et laisser macérer pendant 24 heure à température ambiante. Cette opération est répétée trois fois avec renouvellement du solvant. Ensuite la filtration est réalisée sur papier filtre et le solvant a été récupéré du filtrat par évaporation dans un rotavapor de type Heidolph à une température de 60°C. L'extrait aqueux concentré obtenu est dilué avec de l'eau distillée tiède à raison de 60 ml (chaque 1kg de matière → 400-500 ml l'eau distillée) et laisser pendant 24 heures. Après filtration, extrait aqueux dilué a été conservé à température ambiante jusqu'à l'utilisation.



Figure n°17 : Montage d'extraction utilisé photo originale.

- Le processus d'extraction est résumé par l'organigramme suivant (figure n°18) :

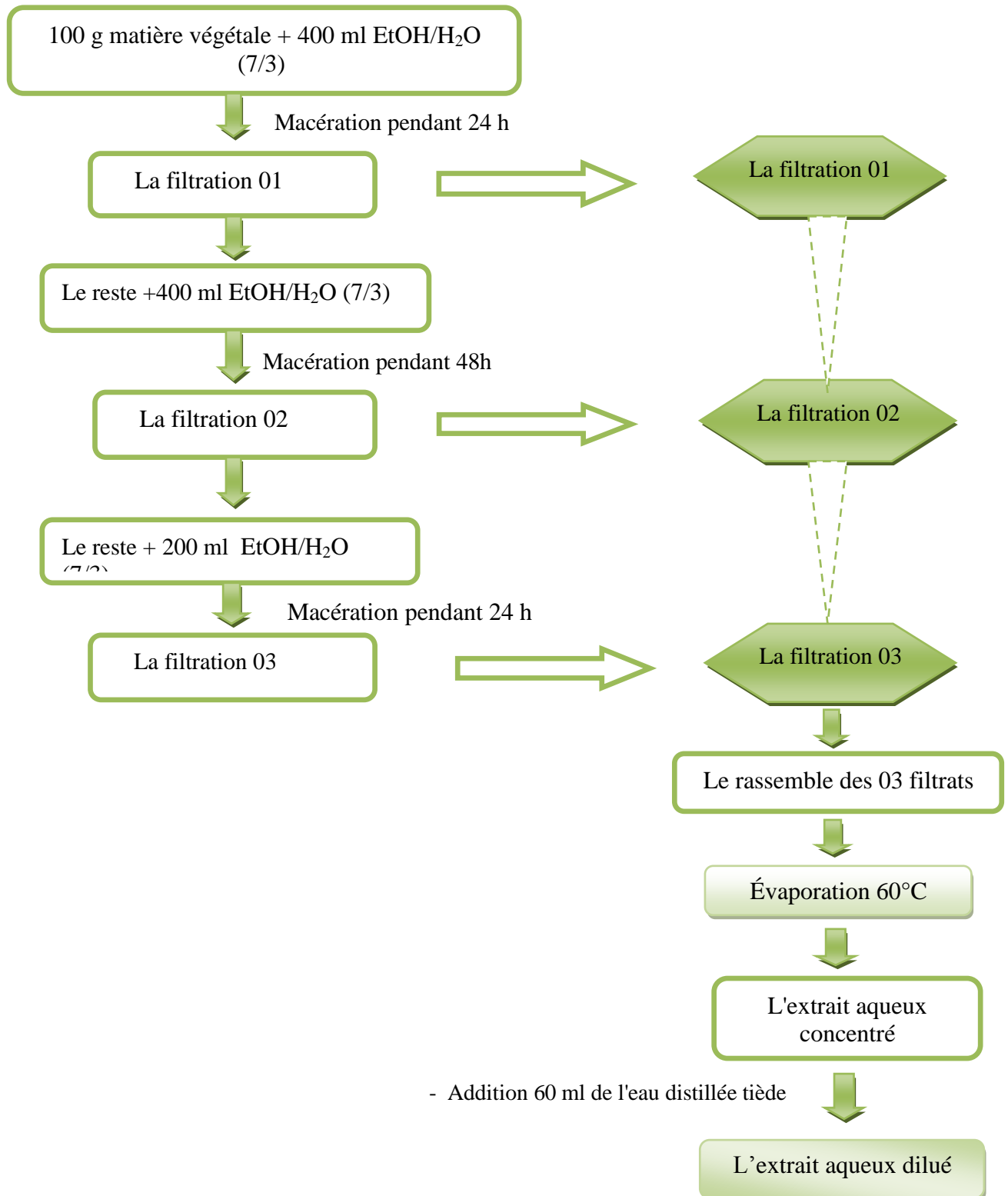


Figure n° 18 : Récapitulatifs de l'extraction des parties aériennes de *Ridolfia segetum*

III.2.3.1.2. Préparation des extraits spécifiques :

Phase aqueuse obtenue précédemment (L'extrait aqueux dilué) subit une série d'extraction liquide-liquide (décantation). La solution aqueuse est épuisée par des solvants non miscibles à l'eau et de polarité croissante en commençant par l'éther de pétrole qui extrait les produits non polaires, dichlorométhane qui extrait les produits un peu polaires, puis l'acétate d'éthyle qui extrait les produits moyennement polaires et en dernier le n-butanol qui entraîne les composés très polaires. Les phases organiques sont séchées par du sulfate de sodium anhydre pour éliminer toute trace d'eau, puis filtrées et enfin concentrées à sec par évaporation dans un rotavapor de type Heidolph et pesées.



Figure n°19 : Montage d'extraction utilisé photo originale.

- Le processus d'extraction est résumé par l'organigramme suivant (figure n°20):

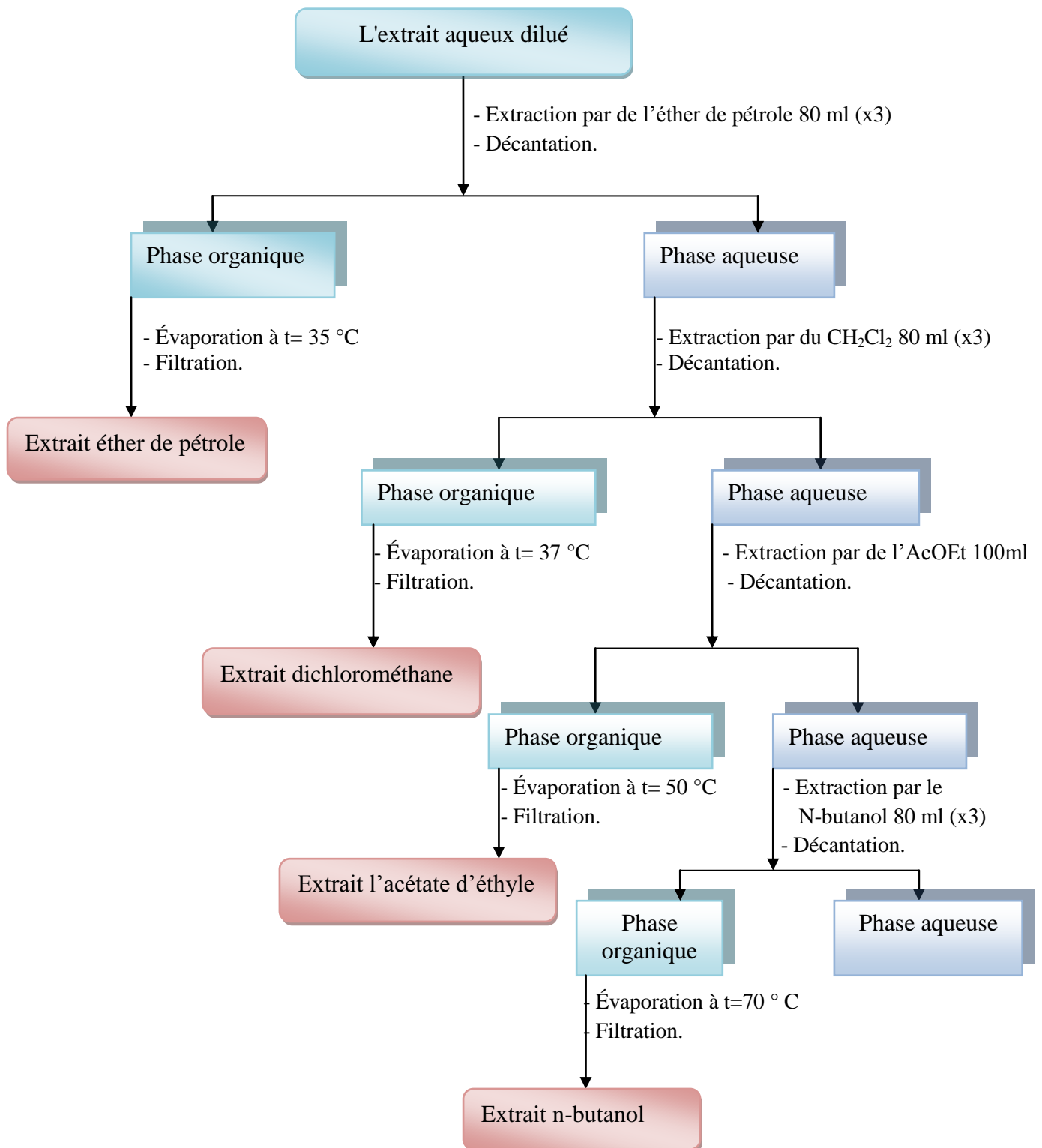


Figure n° 20 : Récapitulatifs de l'extraction des extraits spécifiques de *Ridolfia segetum*.

III.2.3.2. Calcul du rendement :

Le rendement désigne le rapport entre la masse de l'extrait après évaporation du solvant et la masse initiale sèche de la plante.

Exprimé en pourcentage, le rendement des extraits a été calculé par la formule suivante:

$$\text{Rendement (\%)} = (M_{\text{ext}} - M_{\text{vid}} / M_{\text{int}}) \times 100$$

M_{ext} : Masse en gramme du ballon après évaporation

M_{vid} : Masse en gramme du ballon avant évaporation (ballon vide).

M_{int} : Masse en gramme de la plante sèche initiale.

III.2.4. Analyse des principes actifs de l'espèce *Ridolfia segetum* :

III.2.4.1. Chromatographie sur couche mince :

III.2.4.1.1. Définition Chromatographie sur couche mince :

La chromatographie sur couche mince est un outil d'analyse en phytochimie. C'est une méthode facile et très rapide, elle repose principalement sur des phénomènes d'adsorption [100]. Cette technique d'analyse est réalisée avec divers solvants et différents adsorbants. Elle est basée sur l'utilisation Une plaque de CCM se compose d'un support (en aluminium, en verre ou en plastique), sur lequel est fixé une fine couche d'un milieu de désorption (silice, cellulose, alumine, polyamides...) comme phase stationnaire. On la place en position légèrement inclinée dans une cuve en verre fermée qui contient la phase mobile. Cette dernière constituée d'un ou de plusieurs solvants [101]

III.2.4.1.2. Principe de la chromatographie sur couche mince :

La chromatographie sur couche mince s'effectue généralement sur une fine couche de silice (phase stationnaire) déposée sur un support. Le mélange à étudier est ensuite posé à l'aide d'un capillaire à environ 1 cm du bord puis placé dans une cuve contenant l'éluant. Le niveau de l'éluant devant être en dessous du produit déposé. [102]

La cuve de chromatographie est refermée par un couvercle, les substances migrent par capillarité. La vitesse dépend des forces électrostatiques retenant le composant sur la phase stationnaire et de sa solubilité dans la phase mobile. Les composés se déplacent alternativement de la phase stationnaire à la phase mobile. Les substances de faible polarité migrent plus rapidement que les composants polaires. [103]

Si les vitesses de migration des composés sont différentes, ils seront séparés. La plaque de chromatographie est ensuite lue directement si les composés sont visibles, ou placée sous une lumière UV. Ils peuvent également être révélés en pulvérisant une solution d'acide sulfurique puis chauffée dans une étuve. [102]

III.2.4.1.3. Protocole expérimental :

On utilise les plaques commerciales (gel de Silice 60 nm imprimé sur une plaque d'aluminium), pour à chaque extrait on détermine une plaque d'une largeur 3 cm et 11 cm de longueur, on trace au crayon un trait horizontal à une distance de 1 cm du bord inférieur et à 0,5 cm du bord supérieur.



Figure n°21 : Déterminer les dimensions de la plaque CCM

➤ Première plaque CCM :

On dépose une goutte de l'extrait éther de pétrole sur le trait du bord inférieur. La plaque est alors introduite dans une cuve contenant l'éluant : éther/éther de pétrole (1 :4), on évite le contact des gouttes avec l'éluant.

➤ Deuxième plaque CCM :

On dépose une goutte de l'extrait dichlorométhane sur le trait du bord inférieur. La plaque est alors introduite dans une cuve contenant l'éluant : éther/ éther de pétrole (1 :4), on évite le contact des gouttes avec l'éluant.

➤ **Troisième plaque CCM :**

On dépose une goutte de l'extrait l'acétate d'éthyle sur le trait du bord inférieur. La plaque est alors introduite dans une cuve contenant l'éluant : éther /méthanol (3 :1 on évite le contacte les goutte avec l'éluant.

➤ **Quatrième plaque CCM :**

On dépose une goutte de l'extrait n-butanol sur le trait du bord inférieur. La plaque est alors introduite dans une cuve contenant l'éluant : acétate /méthanol (4 :1), on évite le contacte les goutte avec l'éluant.



Figure n°22 : Dépôt d'échantillon.

Lorsque l'éluant atteint le front de la plaque, cette dernière est retirée de la cuve et puis séchée. La plaque de chromatographie est ensuite lue, sous une lumière UV, les composés apparaissent sous forme de taches rondes ou ovales. Pour une phase stationnaire et une phase mobile données, chaque composé est caractérisé par son un facteur de rétention (R_f) qui est défini comme étant le rapport entre la distance parcourue par la substance sur la distance parcourue par le front de l'éluant :

$$R_f = \frac{D}{D_0}$$

D : Distance parcourue par la substance.

D_0 : la distance parcourue par le front de l'éluant.

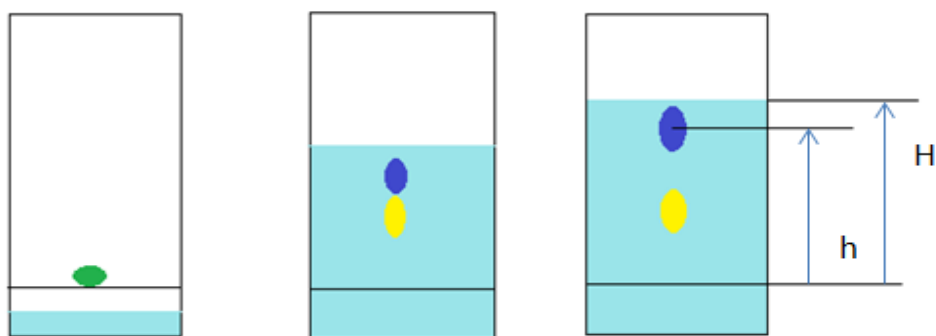


Figure n°23 : Migration de composant d'extrait.

III.2.4.2.2.1. Spectroscopie infrarouge (IR) :

III.2.4.2.1. Définition de Spectroscopie infrarouge (IR) :

La spectroscopie infrarouge (IR) est une technique d'analyse qui sert principalement à déterminer la présence de groupements fonctionnels dans les molécules organiques et les structures dans certaines molécules simples.

Elle est basée sur l'absorption d'un rayonnement infrarouge par l'échantillon analyse. Elle permet via la détection des vibrations caractéristiques des liaisons chimiques, d'effectuer l'analyse des fonctions chimiques présentes dans l'échantillon. [104]

Lorsque la longueur d'onde (l'énergie) apportée par le faisceau lumineux est voisine de l'énergie de vibration de la molécule, cette dernière va absorber le rayonnement et une diminution de l'intensité réfléchié ou transmise est enregistrée. Le domaine infrarouge entre 4000 cm^{-1} et 400 cm^{-1} ($2,5\text{--}25\text{ }\mu\text{m}$) correspond au domaine d'énergie de vibration des molécules. Toutes les vibrations ne donnent pas lieu à une absorption, cela va dépendre aussi de la géométrie de la molécule et en particulier de sa symétrie. Pour une géométrie donnée, les modes de vibration actifs en infrarouge peuvent être déterminés grâce à la théorie des groupes. La position de ces bandes d'absorption va dépendre en particulier de la différence d'électronégativité des atomes et de leur masse. Par conséquent, à un matériau de composition chimique et de structure donnée va correspondre un ensemble de bandes d'absorption caractéristiques permettant d'identifier le matériau. Chaque pic (chaque absorption) est donc caractéristique d'un certain type de liaison. [105]

III.2.4.2.2. Principe de Spectroscopie infrarouge (IR)

Dans les molécules, les liaisons vibrent à une fréquence bien déterminée qui dépend des atomes de la liaison mais aussi de l'environnement de la liaison. Pour une fréquence donnée, ces liaisons rentrent en résonance : l'énergie apportée est alors consommée : les molécules absorbent et la transmission diminue. Si on représente sur un graphe l'évolution de la transmission en fonction de la fréquence, ou plus généralement (pour des questions pratiques) du nombre d'onde (la fréquence divisée par la vitesse de la lumière dans le milieu), on observe des variations. [106]

➤ Il existe différents types de vibrations :

- les vibrations d'élongation, généralement intenses.
- les vibrations de déformation, où l'on distingue les déformations dans le plan. [107]

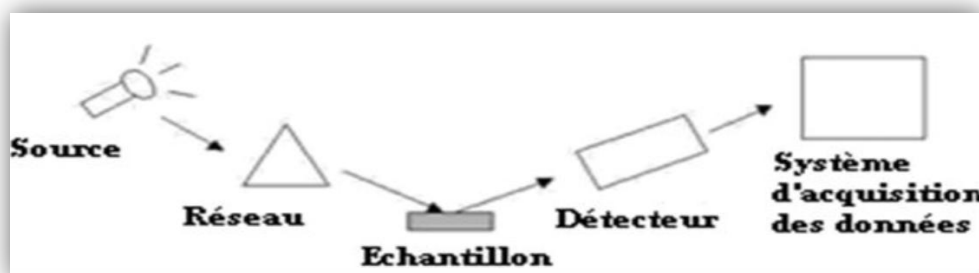


Figure n°24 : Principe de la spectroscopie IR

III.2.4.2.3. Protocole expérimental :

Pour les analyses des extraits des graines de *Ridolfia segetum* on utilise le spectromètre FTIR-600 (figure n°25). Elle permet via la détection des vibrations caractéristiques des liaisons chimiques, d'effectuer l'analyse des fonctions chimiques présentes dans l'échantillon.



Figure n°25 : spectromètre FTIR-600 utilisé photo originale.

L'échantillon à analyser est placé sur une pastille de NaCl. Le porte échantillon contenant la pastille NaCl/produit est placé dans le compartiment de mesure de l'appareil IR sur le trajet du faisceau incident (figure n°26). Le spectre infrarouge a été enregistré le résultat représente sur un graphe l'évolution de la transmission en fonction de la fréquence ou plus généralement du nombre d'onde on observe des variations.

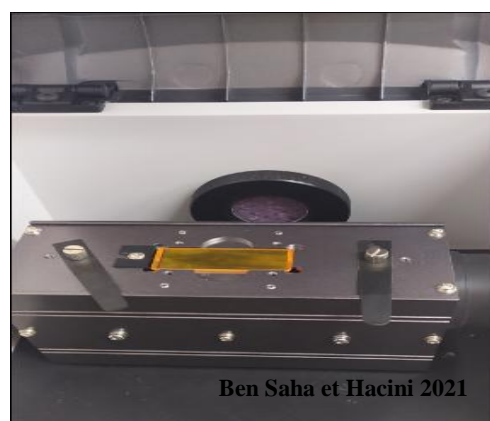


Figure n°26 : les étapes pour analyse l'échantillon.

Chapitre VI

Résultats et Discussion

IV.1. Screening phytochimique

Les analyses photochimiques sur les extraits des végétaux est une étape préliminaire et d'une grande importance, puisqu'elle révèle la présence des constituants connus par leur activités physiologiques et possèdent des vertus médicinales.

Le criblage photochimique effectué sur l'extrait de graine *Ridolfia segetum* à la présence de certains principes actifs tels que des alcaloïdes, des tanins, des stéroïdes, des saponines, des coumarines et des flavonoïdes (Tableau n°05). On sait que ces composés phytochimiques possèdent une activité thérapeutique qui justifie ses utilisations en médecine traditionnelle. La présence de ces métabolites secondaires suggère que la plante pourrait avoir une importance industrielle et médicinale. Plusieurs rapports indiquent que les composés possèdent une activité antitumorale, antidiabétique et antioxydant remarquable. [108-110].

IV.1.1. Tanins :

On observe l'apparition de solution à une couleur brun verdâtre (figure n°27). Donc on indique de la présence de tanin cachectique dans notre plante.

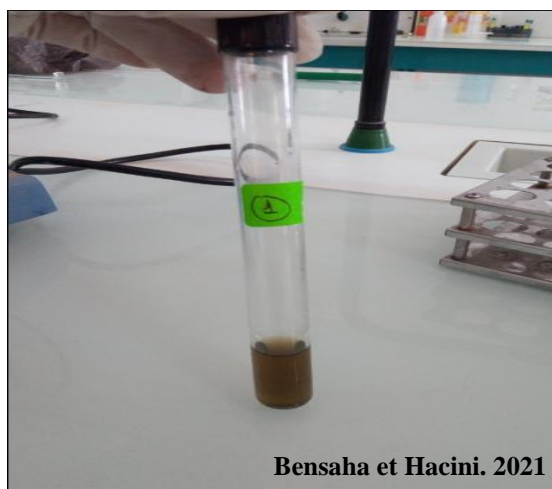


Figure n°27 : Détection chimique des tanins photo originale.

IV.1.2. Saponines :

On remarque formation quelque bulle dans la solution donc, on peut conclure la présence des saponosides dans la plante étudiée (*Ridolfia segetum*).

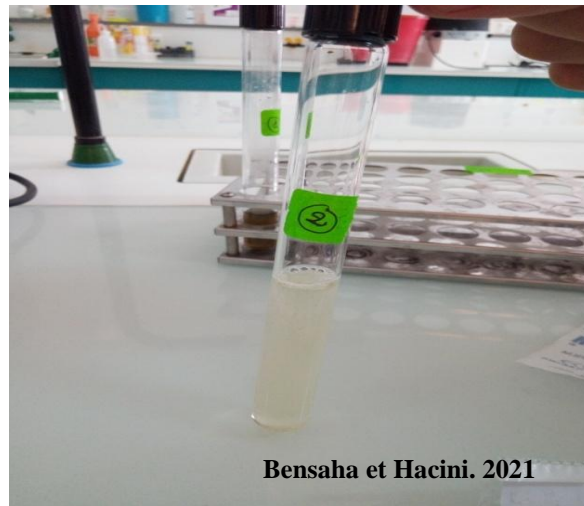


Figure n°28 : Détection chimique des Saponines photo originale.

IV.1.3. Coumarines :

On observe l'apparition d'une solution en couleur jaune (figure n°29). Cela signifie qu'il y a des coumarines dans notre plante étudiée.



Figure n°29 : Détection chimique des coumarines photo originale

IV.1.4. Stéroïdes :

On remarque la formation d'un anneau rouge-brunâtre dans la solution (figure n°30); Ceci prouve de la présence des stéroïdes dans l'extrait de notre plante.



Figure n° 30 : Détection chimique de la stéroïde photo originale.

IV.1.5. Triterpènes :

Nous remarquons l'apparition de jaune pâle dans une solution au lieu de rouge foncé (figure n° 31). Et pour cela notre plante ne contient pas des triterpènes.



Figure n°31 : Détection chimique des triterpènes photo originale.

IV.1.6. Phlobatannins :

Nous remarquons l'apparition de marron clair dans une solution au lieu de rouge (figure n°32). Et pour cela indique que notre plante ne contient pas des phlobatannins.



Figure n°32 : Détection chimique des phlobatannins photo originale.

IV.1.7. Alcaloïdes :

On remarque la formation d'un précipité noir en quantité pas mal dans la solution (Figure n°33) ; Ceci prouve de la présence d'alcaloïdes dans la plante *Ridolfia segetum*.

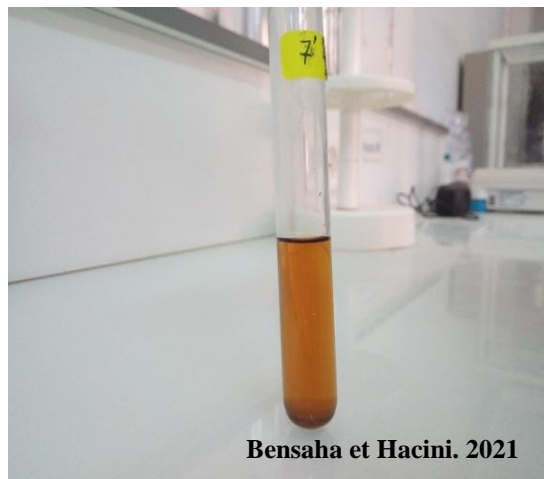


Figure n°33 : Détection chimique des alcaloïdes photo originale.

IV.1.8. Flavonoïdes :

➤ **La première méthode :**

On observe l'apparition d'une solution en couleur jaune. Donc on a confirmé la présence des flavonoïdes dans notre plante.



Figure n°34 : Détection chimique des flavonoïdes méthode (1) photo originale

➤ **La deuxième méthode,**

On remarque l'apparition de solution en couleur orangée (figure n°35). Cela indique également la présence des flavonoïdes dans la plante *Ridolfia segetum*.



Figure n°35 : Détection chimique des flavonoïdes méthode (2) photo originale.

Les résultats de l'ensemble de nos expérimentations de screening phytochimique sont résumés dans le tableau n°5 :

Tableau n°05 : Résultats de Criblage phytochimique de *Ridolfia segetum*.

Métabolites secondaires			Remarque	Résultats
Composés phénoliques	Tanins	catéchiques	Apparition d'une couleur brun verdâtre.	++
		Galliques	N'apparaître pas d'une couleur bleunoire.	-
	Phlobatannins		N'apparaître pas d'une couleur rouge.	-
	Flavonoïdes	1er Méthode	Apparition d'une couleur jaune.	++
		2ème Méthode	Apparition d'une couleur orangée	++
	Coumarines		Apparition d'une couleur jaune.	+++
Composés azotés	Alcaloïdes		Apparition d'un précipité noir.	++
Stéroïdes et Terpénoïdes	Triterpènes		N'apparaître pas d'une couleur rouge foncé	-
	Stéroïdes		Formation d'anneau rouge-brunâtre.	++
	Saponines		Apparition quelque bulle.	+

(+++) Tache intense ; (++) : tache moyennement intense ; (+) : tache faiblement intense (-) : aucune tache.

Selon les résultats du screening phytochimique effectué dans l'extrait de *Ridolfia segetum* (tableau n°5), Ces tests ont montré la richesse de cette plante en coumarines, tanins, flavonoïdes avec la présence des alcaloïdes et des stéroïdes et traces des saponines. Mais une absence des tétraonidés des phlobatannins.

IV.2. Rendement des extractions :

Les résultats de rendement des extraits de la matière végétale obtenus par macération avec différents solvants sont indiqués dans (figure n°36).

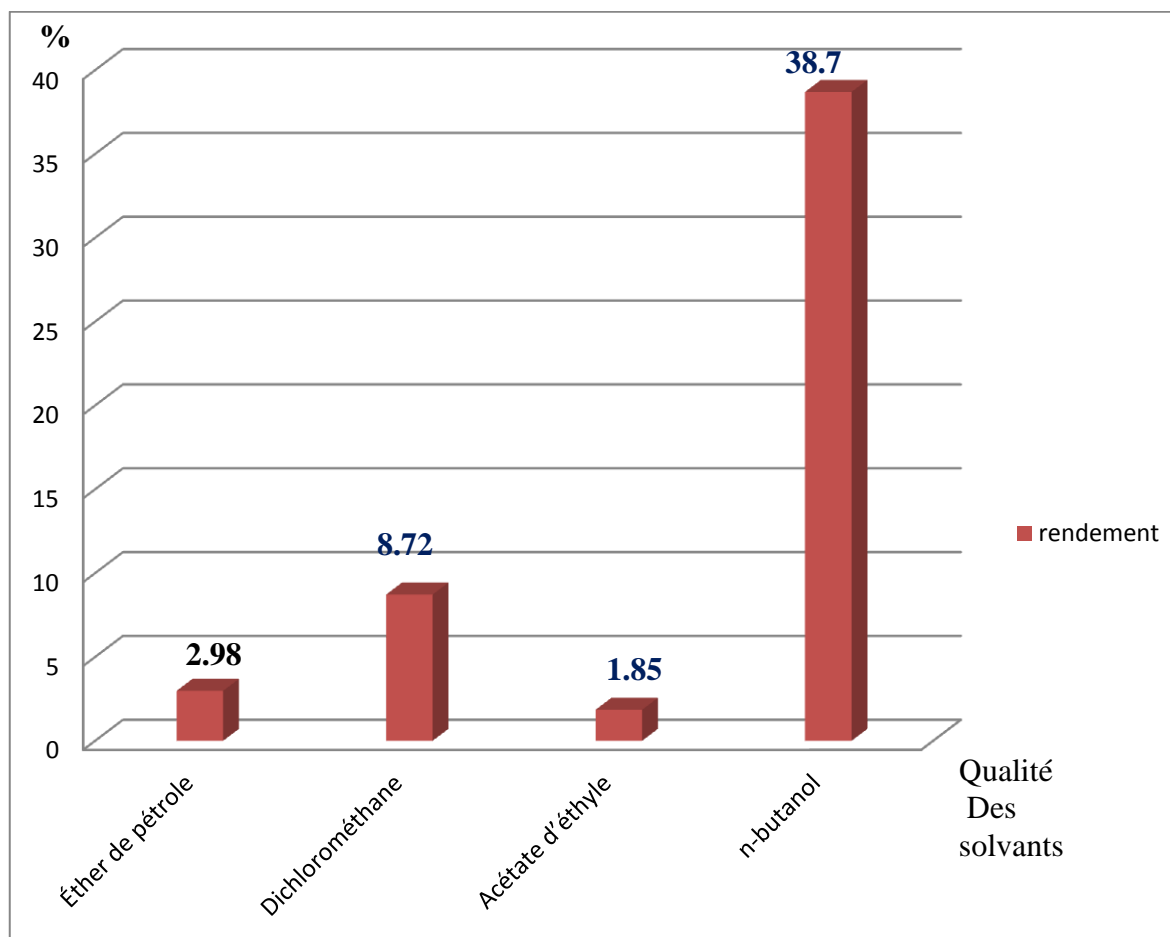


Figure n°36 : Histogramme des rendements des extraits obtenus par macération notre plante.

Nous constatons que l'extrait n-butanol donne le rendement le plus élevé il est de (38.7%), puis suivi l'extrait dichlorométhane (8.72%) puis l'extrait éther de pétrole (2.98%) et enfin l'extrait acétate d'éthyle (1.85%).


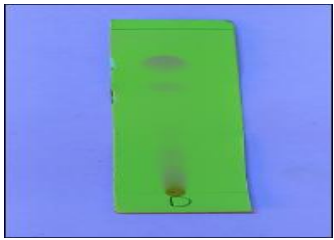
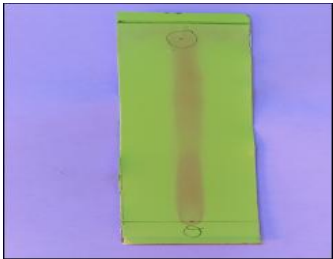
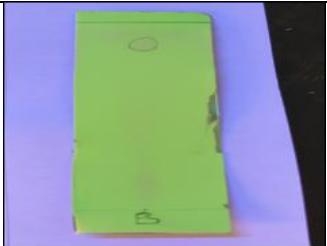
IV.3. Analyse des principes actifs de l'espèce *Ridolfia segetum* :

IV.3.1. Analyse chromatographique et spectroscopique :

IV.3.1.1. Chromatographie sur couche mince :

Les résultats des plaques de CCM prise après la révélation à la lumière UV pour des extraits de plante *Ridolfia segetum* sont reportés dans le tableau n° 06 :

Tableau 06 : Résultats des plaques de CCM prise après la révélation à la lumière UV pour les extraits du *Ridolfia segetum*

Les extraits de plante <i>Ridolfia segetum</i>	Photographie des résultats Observation par UV 254 nm
L'extrait éther de pétrole	
L'extrait dichlorométhane	
De l'extrait d'acétate d'éthyle	
De l'extrait n-butanol	

Nous avons calculé les valeurs des Rf des différentes tâches. Les résultats obtenus sont consignés dans le tableau n°07 :

Tableau n°07 : Les résultats de la mesure du Rf des extraits de plante *Ridolfia segetum*

Extraits	N° de Taches	Rf
Éther de pétrole	1	0.78
	2	0.93
Dichlorométhane	1	0.63
	2	0.77
Acétate d'éthyle	1	0.91
n-butanol	1	0.86

L'étude analytique chromatographie sur couche mince est une analyse qualitative qui nous permet d'identifier un composé en fonction de son rapport frontal (Rf) dans un solvant d'élution donné et il est confirmé la présence des produits chimiques très important dans les extraits préparés de la plante sélectionnée.

A travers les résultats obtenus, nous avons trouvé deux taches dans l'extrait éther de pétrole et d'extrait dichlorométhane qui signifie contient deux produits. En ce qui concerne l'extrait l'acétate d'éthyle et l'extrait n-butanol, nous avons trouvé des taches adjacentes, ce qui signifie que ces extraits contiennent plusieurs des produits.

Afin de connaître la nature du produit, les témoins sont choisis placés à côté de l'échantillon ont été bien choisis, les taches ayant parcouru la même distance ont de grandes chances d'être de même nature que les constituants de l'échantillon.

IV.3.1.2. Analyse spectroscopique infrarouge (IR) :

Les spectres IR ont été réalisés sur un appareil FTIR-600. Les nombres d'ondes sont exprimés en cm^{-1} pour analyser les bandes d'absorption on utilise le tableau de l'annexe (2).

Nous commençons par l'analyse de spectre IR de l'extrait éther de pétrole qui reproduit sur la figure n°37.



Figure n°37 : Spectre IR de l'extrait éther de pétrole

Les résultats de la spectroscopie infrarouge pour l'extraction de l'éther de pétrole ont montré la présence des bandes d'absorption des principales fonctions, l'interprétation possible du spectre peut être faite comme suit :

- Une bande petite fine à 1454 cm^{-1} qui correspond à la vibration d'élongation du groupe C=C aromatique. Et composé aliphatique
- Dans le domaine $1050\text{-}1450 \text{ cm}^{-1}$, on observe des pics vers 1410 à 1190 cm^{-1} correspondant aux vibrations d'élongation liaisons C-O éther
- On observe un pic à 1043 cm^{-1} caractéristique au mouvement d'élongation C-C d'un alcane.

- La figure n°38 montre le spectre infrarouge obtenu après l'analyse de l'extrait dichlorométhane.

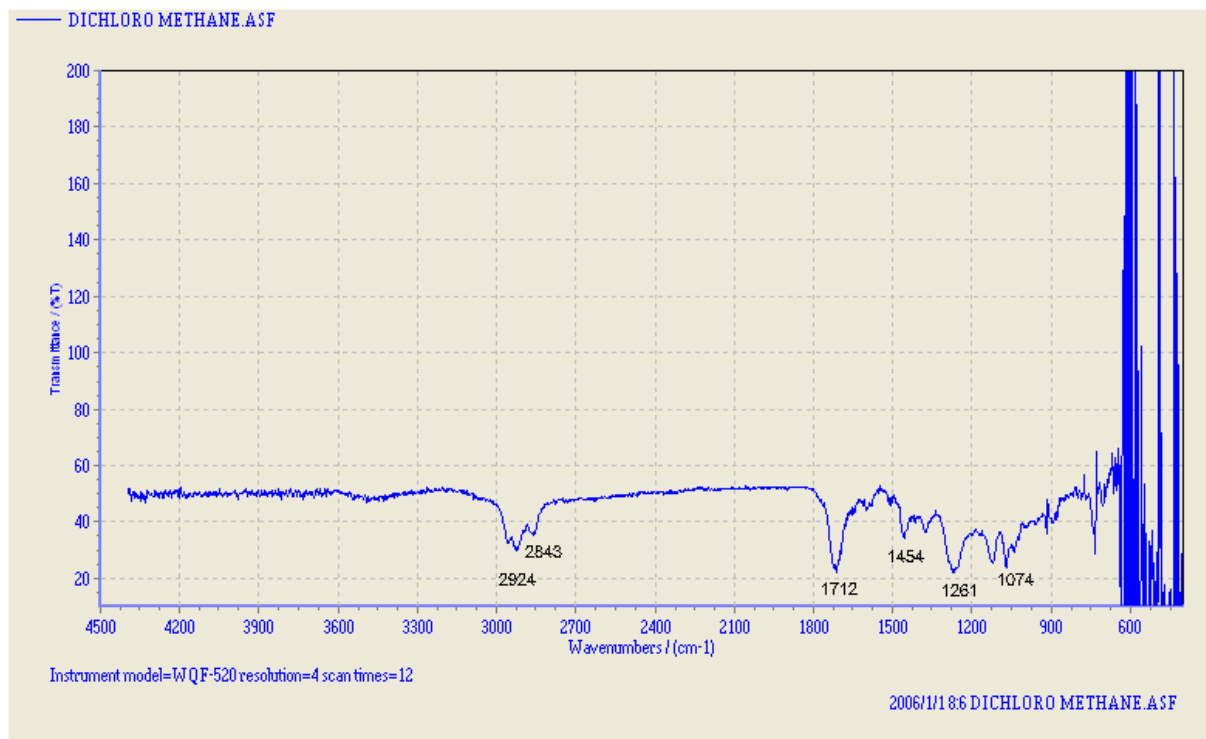


Figure n°38 : Spectre IR de l'extrait dichlorométhane

L'examen du spectre révèle quatre bandes d'absorption :

- Deux bandes d'absorption petites à 2924 et 2843 qui semblent correspondre à la liaison C_{tet}-H (carbone tétraédrique) et hydrogène.
- Un pic situé à 1712 cm⁻¹ correspondant au groupement C=O pour aldéhyde.
- Une bande petite à 1454 cm⁻¹ correspondant à la vibration d'élongation du groupe C=C aromatique.

➤ Le spectre IR d'acétate d'éthyle est montré dans la figure n°39.

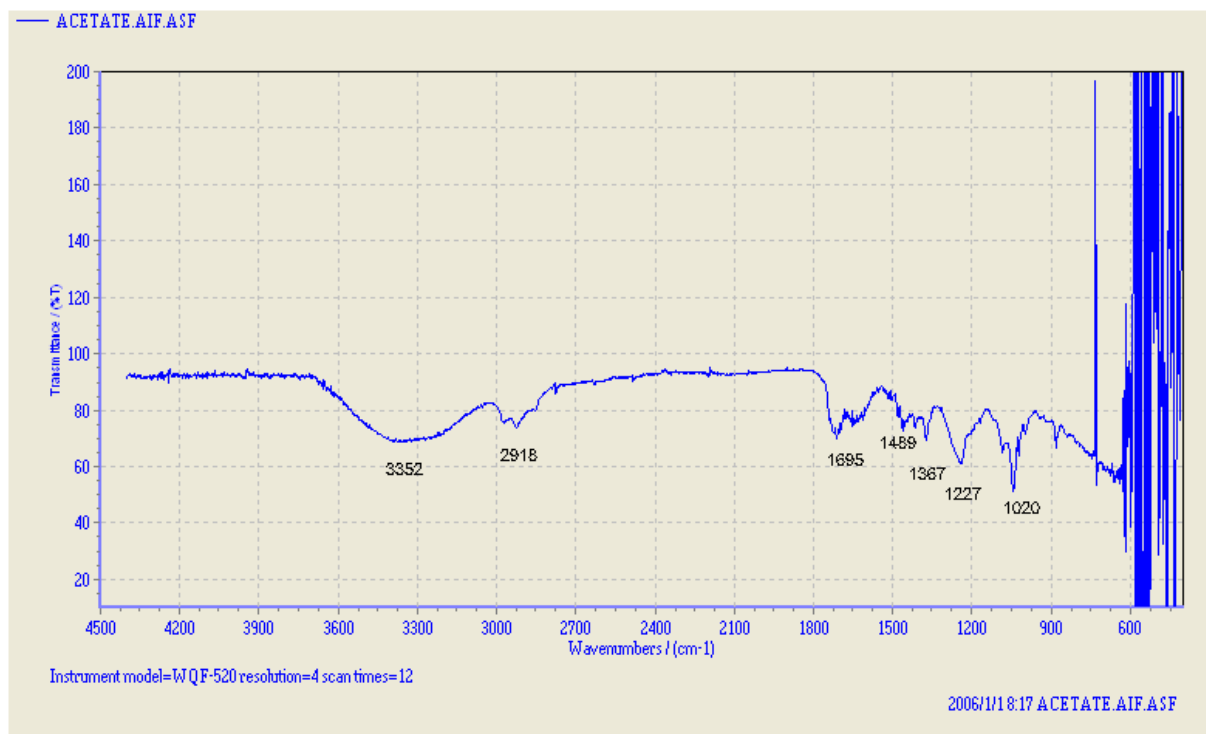


Figure n°39 : Spectre IR de l'extrait acétate d'éthyle.

Le spectre IR apparaît les bandes caractéristiques suivantes :

- Une bande large à 3352 cm^{-1} qui correspond à la liaison O-H_{lie} attribuée au groupement OH d'un alcool entre $3200\text{-}3400\text{ cm}^{-1}$.
- Une bande petite à 2918 cm^{-1} qui correspond à une liaison C_{tet}-H (carbone tétragonal) et hydrogène.
- Deux bandes vers 1695 et 1489 cm^{-1} correspondant à la vibration d'élongation du groupe C=O acétone.
- Un pic situé à 1367 cm^{-1} correspondant au groupement C-O ester.
- Dans le domaine $1000\text{-}1250\text{ cm}^{-1}$, on observe deux pics vers 1227 à 1020 cm^{-1} d'une caractéristique au mouvement d'élongation C-C d'un alcane.

- Le dernier spectre IR analysé est d'extrait n-butanol qui reproduit sur la figure n°40

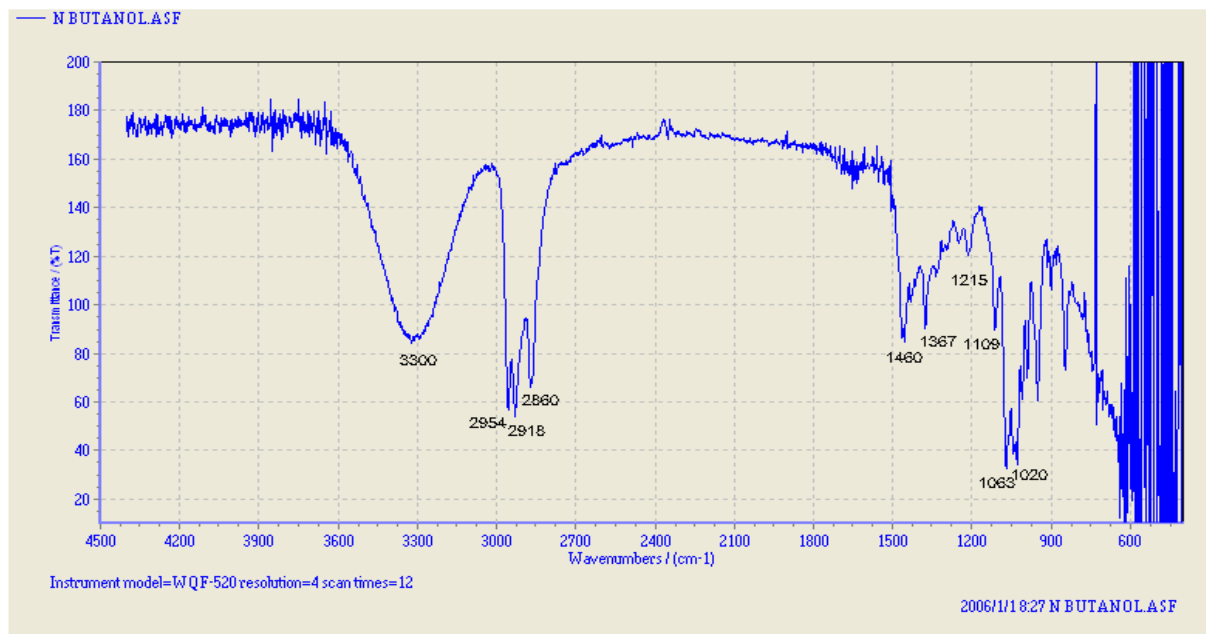


Figure n°40 : Spectre IR de l'extrait n-butanol.

Pour le spectre IR de l'extrait n-butanol reproduit sur la figure n°40, l'interprétation possible du spectre peut être faite comme suit :

- Une bande intense et large correspondant aux vibrations d'allongement centré sur 3300 cm^{-1} cette bande qui correspond à la liaison O-H_{lié} dans un alcool entre (3200-3400) cm^{-1} .
- Deux bandes longues et fines qui correspondent à une liaison C_{tet}-H (carbone tétragonal) et hydrogène vers 2954 à 2860 cm^{-1} .
- Dans le domaine 1050-1450 cm^{-1} , on observe des pics vers 1367 à 1109 cm^{-1} correspondant aux vibrations d'élongation liaisons C-O ester.

➤ **Remarque :**

Afin d'obtenir des résultats plus précis, les analyses infrarouges ne sont pas suffisantes, pour donner les formules chimiques exactes de la composition chimique. Par conséquent, nous proposons des travaux représentés dans ce qui suit sur l'analyse Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG/MS).

Conclusion Générale

Conclusion Générale

Malgré le développement de l'industrie des médicaments d'origine chimique, la phytothérapie traditionnelle constitue actuellement une source de remède par excellence. Nombreuses recherches phytopharmaceutiques ont montré qu'elles contiennent des substances bioactives possédant des propriétés et des vertus thérapeutiques.

Dans le présent travail, notre intérêt s'est porté sur une étude des métabolites secondaires du plante *Ridolfia segetum*, appelée communément (Karwiya el amya). Elle est spontanée, qui pousse en région méditerranéenne largement répandue en Afrique du nord, particulièrement en sud Algérie trouve dans la région d'Boukais wilaya de Bechar.

Nous avons commencé par un criblage photochimique qualitatif basé sur des réactions de coloration et de précipitation. Cet examen a permis de mettre en évidence des différentes familles chimiques. Les flavonoïdes, les coumarines, les tanins, et d'alcaloïdes sont présents dans de les graines de la *Ridolfia segetum* et peu de saponines. Alors qu'elle est dépourvue des phlobatannins et de triterpènes.

Les principes actifs contenus dans les graines de *Ridolfia Segetum*, ont été extraits par méthode de macération et séparés en fonction de différents solvants de polarité croissante. La détermination du rendement d'extraction nous permet de conclure que les meilleurs extracteurs sont n-butanol 38.29%, puis suivi l'extrait dichlorométhane (8.72%), et pour l'extrait éther de pétrole et acétate d'éthyle sont des rendements très faibles, respectivement 2.98% et 1.85%), Qui indiquent que les extraits de notre plante richesse en métabolites hydrosolubles polaires et de polarité moyenne.

L'Analyse par la chromatographie sur couche mince nous a permis de séparer et caractériser des produits chimiques importants dans des extraits notre plante. L'étude spectroscopique par IR ont montré qu'il existe une grande nombre des groupements fonctionnels. Les résultats sont l'indiquent d'une convergence sur le spectre l'extrait n-butanol et acétate d'éthyle car il y a de la convergence dans la polarité et aussi ils sont confirmé la présence des composés apolaires (aromatiques) dans l'extrait éther de pétrole.

Enfin, grâce aux résultats encourageants obtenus à partir des extraits de plante *Ridolfia segetum*, elle peut être évaluée et qualifiée comme l'une des plantes médicinales les plus utilisées en traitement, et pour élargir les horizons de cette recherche, nous espérons approfondir et en savoir plus. Dans l'étude quantitative et qualitative en séparant les différents composants et en les identifiant en effectuant la chromatographie de séparation à l'aide de différents appareils CPG /MS et Résonance magnétique nucléaire RMN, pour donner importance sur le composé bioactif et intérêt économique.

Référence
Bibliographique

Références Bibliographiques

- [1] Sanago, R. 2006. Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle. Université Bamako, Mali. 53p.
- [2] Gurib-Fakim A. 2006. Medicinal plants: Traditions of yesterday and drugs of tomorrow. *Molecular Aspects of Medicine* 27, 1-93.
- [3] Ma, W.G., Tan, R.X., Fuzzti, N., Li, Q.S., Wolfender, J.L., & Hostettmann, K. 1997. Naturel occurring and synthetic polyne glycoside. *Phytochemistry*, 45(2), 411-415.
- [4]. Laraba, M., Serrat, A., Ouassaa, G. 2016. Etude in vitro de l'activité antioxydante des polyphénols isolés à partir d'une plante médicinale. Mémoire de Master en Sciences Biologiques. Université des Frères Mentouri, Constantine.
- [5] Beloued, A., "Plantes médicinales d'Algérie", OPU, Alger. 1998 ; b) Sallé, J.L., "Le Totum en Phytothérapie" Approche de phytothérapie. Ed Frison-Roche. Paris 1991 ; c) Valnet, J., « Aromathérapie », Traitement des maladies par les essences de plantes. Ed. Vigot, 2001.
- [6] Hanifi N. 1991. Importance des ressources phytogénétiques et leur utilisation en Algérie. In conservation des ressources végétales. Publication des Actes éditions, p.47-49.
- [7] Ferrari J. 2002. Contribution à la connaissance du métabolisme secondaire des thymelaeaceae et investigation phytochimique de l'une d'elle : *Gnidia involucrata* Steud. A. Rich, Thèse de doctorat de l'université de Lausanne.
- [8] Epifano F, Genovese S, Menghini L, Curini M. 2007. Chemistry and pharmacology of oxyprenylated secondary plant metabolites, Review, *Phytochemistry*; 68: 939- 953.
- [9] Macheix J., Fleuriot A. & Jay-Allemand C., 2005. Les composés phénoliques des Végétaux. (Ed.) Presses polytechniques et universitaire romandes. pp :1-32.
- [10] Fouche JG ; Marquet A ; Hambuckers A. 2000. Les plantes médicinales, de la plante au médicament. Observatoire du monde des plantes Sart-Tilman.
- [11] Hartmann, T. 2007. From waste products to ecochemicals: Fifty years research of plant secondary metabolism. *Phytochemistry*, 68, 2831 – 2846.
- [12] Primose, S. 2004. Principes de génie génétique. 6ème édition. De boeck. Bruxelles. p :223.
- [13] Aref, M. et Heded, M. 2015. Contribution à l'étude phytochimique, les activités biologiques (antioxydante et antibactérienne) d'une plante médicinale *Cleome arabica* L

Références Bibliographiques

(région d'oued souf). Memoire master académique en biochimie, Université Echahid hamma lakhdar , El-oued.

[14] Krief, S. 2003. Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, thèse doctorat, muséum national d'histoire naturelle. 32p.

[15] Havsteen, B.H. 2002. The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut.* P 96, 67– 202.

[16] Hennebelle T, Sahpaz S, Bailleul F. 2004. Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothér*, 1, p3-6.

[17] Bruneton J. 1999. Pharmacognosie, Phytochimie et plantes médicinales, 3ème édition, Tec et Doc, Paris.

[18]Lugasi A., Hovari J., Sagi K. V., Biro L. 2003. The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Acta biologica Szegedensis*. pp. 1-4.125-119.

[19] WALTON N.J. et BROWN D.E.; 1999; *Chemical from Plants: Perspectives on plant secondary products*; Ed: WORLD SCIENTIFIC; p: 1-14.

[20] DAAYF F. et LATTANZID V. 2008; *Recent Advances in Poly phenol Research 1*; Ed: WILEY-BLACKWELL ; p :1- 24.

[21] Laraoui Habiba, 2007, étude phytochimique de l'extrait chloroformique de *Bulpleurum atlanticum*, Thèse de Magister, Université El Hadj Lakhdar Batna, Option : chimie organique, 35.

[22] Manalla, A, 2012. Activités antioxydante et anticoagulante des polyphénols de la pulpe d'olive *Olea europaea L.* Pour obtenir le Diplôme de magister, Option : Biochimie Appliquée. Université Ferhat Abbas-sétif, 87p.

[23] Dave-Oomah. B, 2003, Bulletin IBP, numéro 1, Canada. De Magistère. Université Abou Bakr Belkaïd, Tlemcen.

[24] Boizot. N et Charpentier J. P, 2006, Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier, INRA - Amélioration génétique et physiologie Forestières, Laboratoire d'analyses biochimiques, le cahier des techniques de l'INRA, 79- 80.

[25] Fiuza, S. M., Gomes, C., Teixeira, L. G., Girao da Cruz, M. T., Cordeiro, M. N., Milhazes, N., Borges, F., Marques, M. P. M, 2004. Phenolic acid derivatives with potential

Références Bibliographiques

anticancer properties-a structure-activity relationship study. Part 1: Methyl, propyl and octyl esters of caffeic and gallic acids. *Bioorg. Med. Chem.* 12, pp: 3581–3589.

[26] Sumner, M. D., Elliott-Eller, M., Weidner, G., Daubenmier, J. J., Chew, M. H., Marlin, R., Raisin, C. J., Ornish, D, 2005. Effects of pomegranate juice consumption on myocardial perfusion in patients with coronary heart disease. *Am. J. Cardiol.* 96, pp: 810–814.

[27] Harborne J.B, 1980. Plant Phenolics: Encyclopedia of Plant Physiology, New series, 8,329-402.

[28] Bruneton J. 2008. Acides phénols. In : Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. Ed : Tec & Doc. Lavoisier, Paris. pp 198-260.

[29] Skerget M., Kotnik P., Hadolin B., Hras A.-R., Simonic M. et Knez Z. 2005. Phenols, proanthocyanidines, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food Chemistry.* 89: 191-198.

[30] Manach C., Scalbert A., Morand C., Remesy C., Jimenez L. 2004. Polyphenols: food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition.* 79: 727-747.

[31] Podsedek A., Wilska-Jeszka J., Anders B., Markowski J. 2000. Compositional characterisation of some apple varieties. *European Food Research and Technology.* 210: 268-272.

[32] Bravo L. 1998. polyphenols; dietary source, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition,* 56: 317-333.

[33] Seyoum, A., Asres, K., & El-Fiky, F.K. 2006. Structure-radical scavenging activity relationships of flavonoids. *Phytochemistry,* 67, 2058-2070.

[34] Emerenciano, V.P, Barbosa, K.O, Scotti M. T, & Ferrero, M.J.P. 2007. Self organising maps in chemotaxonomic studies of Asteraceae: a classification of tribes using flavonoid data. *Journal of brazilian chemical society,* 18(5), 891-899.

[35] Collin, S, Creast, G. 2011. Polyphénol et procédé. 1ère Ed, Lavoisier : paris.

[36] Narayana, K.R., Reddy, M.S., Chaluvadi M.R., & Krishna D.R. 2001. Bioflavonoid's classification, pharmacological, biochemical effects and therapeutic potential. *Indian journal of pharmacology,* 33, 2-16.

[37] Malešev, D., & Kuntić, V. 2007. Investigation of metal-flavonoid chelates and the determination of flavonoids via metal-flavonoid complexing reactions. *Journal of the Serbian chemical society,* 72(10), 921-939.

Références Bibliographiques

- [38] Vermerris, W, & Nicholson, R. 2006. *Phenolic compound biochemistry*. Ed, Springer: U.S.A.
- [39] Manchado P. S. and Cheynier V. 2006. Les polyphénols en agroalimentaire. Lavoisier, Paris. 398 p.
- [40] HOPKINS, 2003. Physiologie végétale, 2ème édition, Boeck, pp: 276-280.
- [41] Yang J, Guo J, and Yuan J, 2008. In vitro antioxydant properties of rutin. LWT. 41:1060-1066. (Cited in Djemai Zoueglache S, 2008).
- [42] Paris M et Hurabielle. 1981. Abrégé de matière médicale. Pharmacognosie. Tome 1. Ed Masson. Paris. pp: 102-103-104-107.
- [43] Khanbaba K, Ree T.R. 2001. Tannins: Classification and Definition. Journal of Royal Society of Chemistry: 18, 641-649.
- [44] Kansole, M.M.R, 2009. Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques De quelques lamiaceae du Burkina Faso : cas de *Leucas martinicensis* (Jacquin).
- [45] Edwin Haslam, 1996. J. Nat. Prod ,59, 205-215.
- [46] Favier A. 2003. Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. L'actualité chimique, 108-115.
- [47] Bouhadjera Keltoum, 2005. Contribution à l'étude chimique et biologique de deux plantes médicinales sahariennes. *Oudneya africana* R.Br. et *Aristida pungens* L. Diplôme de Doctorat Chimie Organique Appliquée. Université abou bekr Belkaid.
- [48] Benarous, K. 2009. Effets des extraits de quelques plantes médicinales locales sur Les enzymes : amylase, trypsine et lipase, Mémoire de fin d'étude d'Ingénieur d'état en génie biologique.
- [49] Midoun, T. 2011. Extraction Des Composés Phénoliques Et Etude Leurs Activités Antioxydante Par La Voltamétrie Cyclique, Mémoire Présenté pour l'obtention du diplôme de Master. 53p.
- [50] 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):2459-2464.
- [51] 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. 702 p.

Références Bibliographiques

- [52] Bruneton, J. 1993. *Pharmacognosie*, phytochimie, plantes médicinales. Technique et Documentation. Paris: Lavoisier.
- [53] Ford R.A., Hawkins D.R., Mayo B.C., Api A.M. 2001. The in vitro dermal absorption and métabolism of coumarin by rats and by human volunteers under simulated conditions of use in fragrances, *Food and Chemical Toxicology*. p39, 153-162.
- [54] Guignard, J.L. 1998. *Abrégé de botanique*, Masson (Ed). Paris. 212p.
- [55] Booth, N.L., Dejan, N., Richard, B., Stoci, E. 2004. New lanthanide complexes of 4 methyl 7 hydroxy coumarin and their pharmacological activity, *Clinical Pharmacology and Therapeutics*. p50, 120-123.
- [56] Bahaz M et Rachdi H, 2010 « Quantification des principes actifs (Les composés phénoliques) de *Rhynchospora Lonandoides* Coss (Tichert) », Mémoire de fin d'étude d'ingénieur (université de Ouargla).
- [57] Floc'h F., Mauger, F., et Desmurs, J. R., 2002. Coumarin in plants and fruits." *Perfumer & flavorist* 27(2); pp:32-36. s.
- [58] Hoffman L, 2003. Etude du métabolisme des phénylpropanoïdes; analyse de l'interaction de la caféoyl-coenzyme A 3-O-méthyltransférase (CCoAOMT) avec son Substrat et caractérisation fonctionnelle d'une nouvelle acyltransférase, l'Hydroxycinnamoyl-CoA : shikimate/quinate hydroxycinnamoyl Transférase (HCT). Thèse de Doctorat : Université de LOUIS PASTEUR-STRASBOURG I.
- [59] PERRET C, 2001, Analyse de tanins inhibiteurs de la stilbène oxydase produite par *Botrytis cinerea*. Thèse de Doctorat. Université de Neuchâtel. Suisse. 184 p.
- [60] Badiaga, M, 2011, Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea Latifolia* Smith une plante médicinale africaine récoltée au Mali, thèse de Doctorat, université de Bamako, P137
- [61] Harborne JB ; Herbert B. 1995. *Phytochemical Dictionary: A Handbook of Bioactive Compounds from Plants*. Bristol: Taylor & Francis.
- [62] HESS M., 2002 *Alkaloids, Nature's Curse or Blessing* 1ère édition. Ed. WileyVCH, New York. USA. 297 p.
- [63] COWAN N. M., 1999 Plant products as anti-microbial agents. *Clinical microbiology Reviews*. Vol. 12(4): 564-582.

Références Bibliographiques

- [64] Mekkiou R and benayache F. 2005. Recherche et détermination Structurale des Métabolites Secondaires d'espèces du Genre *Genista* (Fabaceae) : *G. saharae*, *G. ferox*. Thèse Doctorat, Université Mentouri- Constantine.
- [65] Brossi A and Suffness M, 1990. The alkaloids- antitumor bisindoles from *Caiharanthus roseus* L. academic press, San Diego, Vol 37.
- [66] Rakotonanahary M. 2012. Thèse présentée pour l'obtention du titre de docteur en pharmacie diplôme d'état. Université Joseph Fourier : 16, 19, 27, 28.
- [67] Bruneton J. 2009. Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4ème Edition, lavoisier. Paris.
- [68] Omulokoli E, Khan B, Chhabra SC. 2000. Antiplasmodial activity of four Kenyan medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*. 56 :133-137.
- [69] MEDJROUBI K., BENAYACHE F., BENAYACHE S., AKKAL S., KHALFALLAH N., ACLINO P, 1997. Guaianolides From *Centaurea Musimomum*. *Phytochemistry*. Vol. (45), 1449-1451.
- [70] GONZÁLEZ A.G., BARRERA J.B., GARCÍA T.Z., ROSAS F.E 1984 Sesquiterpene lactones from *Centaurea* species. *Phytochemistry*. Vol. 23(9): 2071–2072.
- [71] Dehak K., 2013. Cours de méthodes d'extraction et de séparation des substances naturelles polyphénols .Thèse de Magister, Université Kasdi Merbah, Ouargla.
- [72] Vigor Claire, Vercauteren Joseph et Montels Jérôme, 2010-2011. TRAVEAUX PRATIQUES DE PHARMACOGNOSIE ; les substances naturelles dans la chaîne médicament.
- [73] Organisation mondiale de la santé, 2003. K.P. Stenart B, editor(ed), World cancer report Lyon, Larc Press, PP.11.
- [74] Qureshi. N., Porter. J. W. 1981 In Biosynthesis of isoprenoid Compounds; Porter. J. W., Spurgeon. S. L. Eds; Wiley: New York, Vol 1, pp 47-94.
- [75] Cram ,D. G. and Mahmoud,G. S; Chimie organique. (1968) 2ème édition. Quatrevillars. pp 918-930.
- [76] Malecky, M. 2005. Métabolisme des terpénoïdes chez les caprins, thèse Pour obtenir le grade de docteur de l'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement, Agro Paris Tech. p 9, 13-19, 20, 27.

Références Bibliographiques

- [77] BHATS S.V., NAGASAMPIGIB B.A., SIVAKUMAR S.M., 2005- chemistry of natural products. Ed. narosa, Springer, Verlag Berlin Heidelberg. USA. 840 p
- [78] SPURGEON S.L., PORTER J.W., 1981- introduction in: biosynthesis of isoprenoid compounds. Ed. (J. W. porter, S. L. Spurgeon, eds.), John Wiley and Sons, New york-Chichester-Brisbae-Toronto. Pp 1-46.
- [79] SHARKEY T.D.H.E., 1991- Stomatal control of trace gas emissions. Trace gas emission dy plants. Physiological ecology. A series of monographs, texts, and treatises. Ed. Ca, Academic press, San diego. USA. Pp 335-339.
- [80] LICHTENTHALER H.K., 1999-The 1-deoxy-d-xylose-5-phosphate pathway of isoprenoid biosynthesis in plants. annual review of plant physiology and plant molecular biology. Vol. (50) : 47-65.
- [81] Mebarki, N. 2010, extraction de l'huile essentielle de *Thymus fontanesii* et application à la formulation d'une forme médicamenteuse –antimicrobienne, Magister en génie des procédés chimique et pharmaceutiques, Université-M'hamed bougara- boumerdes.
- [82] 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 No. 4. p 364-410. Academic Press, San Francisco.
- [83] Ayad, R. 2008. Recherche et détermination structurale des métabolites secondaires de l'espèce *zygophyllum cornutum*, Mémoire magister En Chimie Organique. p 35-39, 40, 47.
- [84] Belbache, H. 2003. Investigation phytochimique de l'extrait chloroforme de *Centaurea Parviflora* Desf, mémoire de magister en chimie organique, université Mentouri Constantine. P 16-20.
- [85] WINK M., 2003. Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. Phytochemistry. Vol. (64) : 3-19
- [86] HERNANDEZ-OCHOA L.R., 2005- Substitution de solvants et matières actives de synthèse par combiné (solvant/actif) d'origine végétale. Thèse de Doctorat. Institut national plytechniques, Toulouse. France. 255p.
- [87] GRAEBE J.E., 1987- Gibberllin biosynthesis and control. Annu. Ruv. Plant physiol. Vol. (38): 419-465

Références Bibliographiques

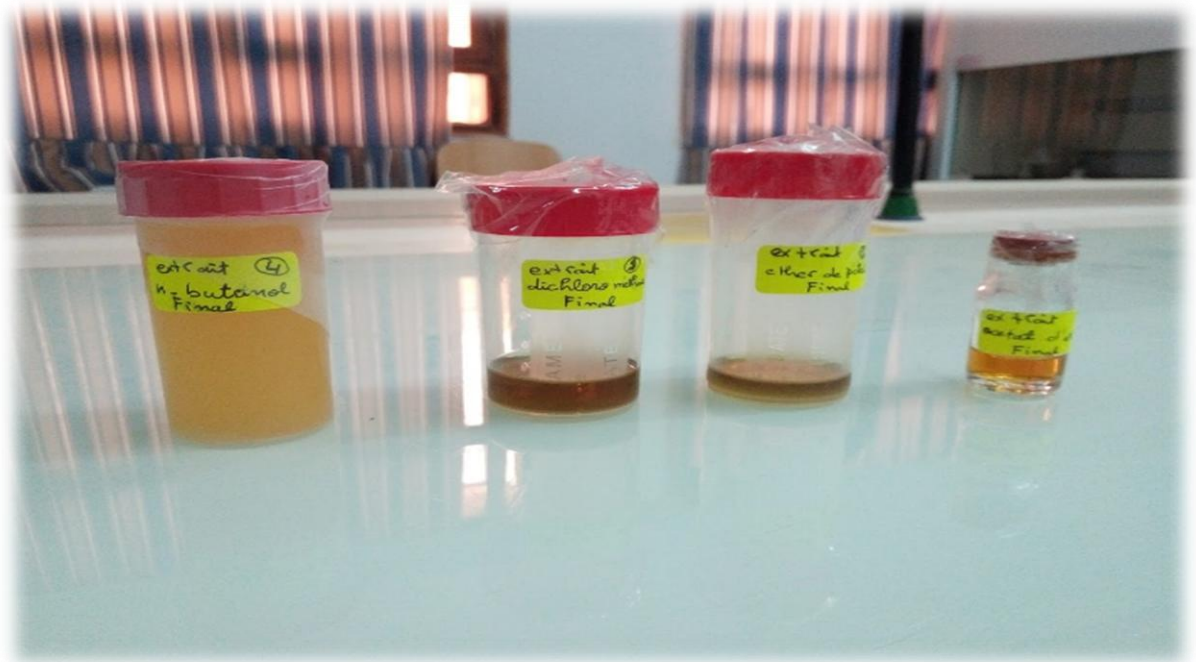
- [88] HANSON J. R., 2003- Natural products: the secondary metabolites. Ed. Royaume-Uni: Royal society of chemistry, Italy. 137 p.
- [89] HART K.J, YÁNEZ-RUIZ R., DUVALS M., MCEWANN R., NEWBOLDC J., 2008- Plant extracts to manipulate rumen fermentation. *Animal feed science and technology*. Vol. (147): 8–35. ique hydrophile
- [90] WALLACE R.J, 2004- Antimicrobial properties of plant secondary metabolites. *Proceedings of nutrition society*. Vol. (63): 621–629.
- [91] Langenheim JH. 1994. Higher plant terpenoids: a phytocentric overview of their ecological roles. *Journal of Chemical Ecology*. 20 : 1223-1280.
- [92] Quzel S., Santa S. (1963) Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. CNRS. Paris.
- [93] Boitineau, M., 2010. Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs, Lavoisier, Tec & Doc, Paris.
- [94] Tela Botanica, 2011. Base de données nomenclaturale de la flore de France par Benoît Bock BDNFF v4. 02,. Disponible sur <http://www.tela-botanica.org>.
- [95] Coste H., Jovet P., de Vilmorin R., 1997. « Flore descriptive et Illustrée de la France » Troisième supplément, Librairie Albert Blanchard.
- [96] Yousef ADAMOU, 2012, Composition chimique et activité biologique de l'huile essentielle de l'Aneth : *Ridolfia segetum* . Pour obtenir le Diplôme de magister, Option : Analyse et Réactivité Moléculaire, Université d'Oran es-senia. Algérie.
- [97] Trease, G.E., Evans, W.C. 1987. Pharmacognosy. 13th edn. Brailliar Tiridel Can. Macmillian Publishers.
- [98] Harbone, J.B. 1973. Phytochemical methods. London. Chapman and Hall, Ltd, Pp. 49 ,188.
- [99] ALI KALLA., 2012- Etude et valorisation des principes actifs de quelques plantes du sud algérien. Thèse de doctorat en Science Exacte. Université Mentouri, Constantine. Algérie.
- [100] Teuscher. E, Anton. R, Lobstein, Plantes aromatiques : Epices, aromates, condiments et huiles essentielles, Tec et doc, Paris, 2005.
- [101] Levine. S.G, Identification of Unknowns by Melting Point and Thin-Layer Chromatography in Combination - J. Chem. Ed, 67, 1990, p972.
- [102] www.lachimie.fr/analytique/chromatographie/CCM/ccm.php

Références Bibliographiques

- [103] ANDRIAMIALIHARISOA R.F., 2011 - Metabolites secondaires particuliers des feuilles de cinq populations de mascarocoffea Et des endophytes des feuilles de Coffea sp A315. Mémoire de magister, Univ. Antananarivo, Madagascar.
- [104] Peter, K., Vollhardt, C., Schore, N., 2004 "*Traité de chimie organique*", 4eme Ed. De Boeck, Bruxelles, 444-49.
- [105] Chebil, L. 2006, Acylation des flavonoïdes par les lipases de *Candida antarctica* et de *Pseudomonas cepacia*: études cinétique, structurale et conformationnelle, institut national polytechnique de lorraine.
- [106] Schor H.H.R. et Teixeira E.L. 1994 - The Fundamental Rotational-Vibrational Band of CO and NO - J. Chem. Ed., 71, p. 771-774.
- [107] Walte B.A. 1989 - An Aufbau Methodology for the Modeling of Rotational Fine Structure of Infrared Spectral Bands - J. Chem. Ed., 66, p. 805-809.
- [108] Gupta, V.K., Sharma, S.K. 2006. Plants as natural antioxidants. Nat. Prod. Rad, 2006: 326-34.
- [109] Kaur, C., Kapoor, H.C. 2002. Antioxidant activity and total phenolic content of some asian vegetables. Int. J. Food. Sci. Tech., 37: 153-61.
- [110] Ray, G., Hussan, S.A. 2002. Oxidant, antioxidant and carcinogenesis. Indian J. Exp. Biol., 40: 1213-32.

Annexes

Annexe n°1 : les extraits obtenus par macération notre plant



Remarque :

- (1) L'extrait d'éther de pétrole
- (2) L'extrait de dichlorométhane
- (3) L'extrait d'acétate d'éthyle
- (4) L'extrait de n-butanol

Annexe n°2 : Bandes d'absorption IR de quelques types de liaisons chimiques

<i>Liaison</i>	<i>Nombre d'onde cm⁻¹</i>	<i>Intensité</i> ⁽¹⁾
O – H _{libre} ⁽²⁾	3580-3650	<i>F, fine</i>
O – H _{lié} ⁽²⁾	3200-3400	<i>F, large</i>
N– H	3100-3500	<i>M</i>
C _{tri} – H ⁽³⁾	3000-3100	<i>M</i>
C _{tri} – H _{aromat} ⁽⁴⁾	3030-3080	<i>M</i>
C _{tét i} – H ⁽⁵⁾	2800-3000	<i>F</i>
C _{tri} – H _{aldéhyde}	2750-2900	<i>M</i>
O – H _{acide carb}	2500-3200	<i>F, large</i>
C = O _{ester}	1700-1740	<i>F</i>
C = O _{aldéh. Cétone}	1650-1730	<i>F</i>
C = O _{acide}	1680-1710	<i>F</i>
C = C	1625-1685	<i>M</i>
C = C _{aromat}	1450-1600	<i>M</i>
C _{tét} = H	1415-1470	<i>F</i>
C _{tét} = O	1050-1450	<i>F</i>
C _{tét} = C _{tét}	1000-1250	<i>F</i>

(1) l'intensité traduit l'importance de l'absorption : F ; forte M : moyenne.

(2) O – H_{libre} : sans liaison hydrogène ; O – H_{lié} avec liaison hydrogène.

(3) C_{tri} correspond à un carbone *trigonal* (engagé dans une double liaison).

(4) _{aromat} désigne un composé avec un cycle aromatique comme le benzène ou ses dérivés.

(5) C_{tét} correspond à un carbone *tétragonal* (engagé dans quatre liaisons simples).