

Screening phytochimique et identification spectroscopique des flavonoïdes d'*Asteriscusgraveolens* subsp. *odorus*

Hakim ALILOU^{1*}, Bouchaib BENCHARKI¹, Lalla Mina Idrissi HASSANI² et Nouredine BARKA³

¹Laboratoire d'Agroalimentaire et Santé, Faculté des Sciences et Techniques, Université Hassan Ier, Casablanca, Maroc

²Laboratoire de Biotechnologie Végétale, Faculté des Sciences, BP 28/S, Université Ibn Zohr Agadir, Maroc

³Université Hassan Ier, Laboratoire des Sciences des Matériaux, des Milieux et de la Modélisation (LS3M), Faculté Polydisciplinaire de Khouribga, BP. 145 Khouribga, Morocco

*Correspondance, courriel : alilouhakim@gmail.com

Résumé

Ce travail s'intéresse à l'étude phytochimique d'une espèce du Sud du Maroc appartenant à la famille des *Asteraceae* : *Asteriscusgraveolens* subsp. *odorus*. Le screening phytochimique des feuilles et des fleurs de cette plante, effectuée pour la première fois, a révélé la présence des alcaloïdes, des flavonoïdes, des tanins catéchiques, des terpènes, des coumarines et des composés cyanogénétiques. Quant aux saponines et les quinones libres, ils sont présents chez les fleurs et absents chez les feuilles. La caractérisation des molécules par spectrophotométrie UV a révélé la présence de l'acide caféique, névadensine, lutéoline et artemétine dans les feuilles d'*Asteriscus graveolens* subsp. *odorus*.

Mots-clés : analyse spectrophotométrique, screening phytochimique, *asteriscus graveolens* subsp. *odorus*.

Abstract

Phytochemical screening and spectroscopic identification of flavonoids of *Asteriscusgraveolens* sub sp. *odorus*

This work concern the study of phytochemical of a species of southern Morocco belonging to the *Asteraceae* family : *Asteriscus graveolens* subsp. *odorus*. The phytochemical screening of the leaves and flowers of this plant, performed for the first time, revealed the presence of alkaloids, flavonoids, catechintanins, terpenes, coumarins and cyagenetic compounds. While the quinones and saponins are present in the flowers and absent in the leaves. The identification of molecules using UV spectrophotometry showed the presence of caffeic acid, nevadensine, luteolin and artemetin in leaves of *Asteriscus graveolens* subsp. *odorus*.

Keywords : spectrophotometry analysis, phytochemical screening, *steriscus graveolens* subsp. *odorus*.

1. Introduction

De nos jours, les produits naturels sont une source importante pour la recherche de nouveaux composés actifs contre de nombreuses maladies. L'utilisation thérapeutique des plantes fait partie intégrante des traditions de toutes les cultures. La valorisation médicinale de ces pratiques passe notamment par l'isolement et l'identification de nouvelles molécules. Dans le but de rechercher les différentes classes des substances secondaires dans les extraits d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*, nous avons effectué un screening phytochimique par la mise en place d'un ensemble de réactions de caractérisation de différents composés chimiques à savoir : les flavonoïdes, les saponines, les tanins, les alcaloïdes, les anthocyanes, les terpènes et les composés cyanogénétiques.

Cette plante constitue un patrimoine local floristique très important qui n'est en grande partie décrit que d'un point de vue botanique, sauf quelques études portant sur l'identification des lactones sesquiterpéniques [1] et d'autres sur l'activité antifongique des extraits de cette plante [2,3]. Le screening phytochimique, effectué-pour la première fois, a porté sur les feuilles et les fleurs des deux plantes afin d'identifier le maximum de composés phénoliques en utilisant le spectrophotomètre UV ainsi que différentes techniques d'analyse. De plus, une étude qualitative et quantitative (aglycones, anthocyanes et flavonoïdes totaux) ayant pour but principal de définir les types des polyphénols existant dans les feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* a été effectuée.

2. Matériel et méthodes

2-1. Matériel végétal

Les feuilles et les fleurs d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* ont été récoltées de la région d'Agadir (Sud du Maroc) durant le mois d'Avril (2004) de manière aléatoire. Cette plante a été identifiée par le Professeur Ouyahya A. à l'Institut Scientifique (Rabat, Maroc). Un spécimen a été déposé à l'herbier de la Faculté des Sciences d'Agadir (Université Ibn Zohr, Agadir, Maroc). Une partie du matériel végétal a été conservée à 4°C quelques heures après la récolte pour l'analyse des composés cyanogénétiques et pour d'éventuelles études ultérieures. L'autre partie a été séchée à l'ombre, à l'abri de l'humidité et stockée soigneusement. La plante a été ensuite broyée au moulin électrique jusqu'à obtention d'une poudre.

2-2. Screening phytochimique et caractérisation spectroscopique des métabolites secondaires d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*

2-2-1. Les alcaloïdes

La présence des alcaloïdes a été mise en évidence par trois tests différents [4] :

- **Test d'Iodoplatinate** : L'extrait à tester est déposé sur couche mince (plaque de silice) le chromatogramme est développé dans le solvant suivant : (AcEt / MeOH / NH₄OH) (9/1/1), puis séché sous la hotte. Les bandes de migration sont repérées et délimitées sous lumière UV à 365nm. L'application du réactif d'Iodoplatinate par pulvérisation permet de révéler la présence d'alcaloïdes. Ceux-ci se révèlent par une couleur bleue sur le chromatogramme.
- **Test de Mayer** : A une quantité de 0,5 g du matériel végétal sec broyé, on ajoute 15 mL d'éthanol (70%) suivi d'une sonication pendant 15 mn. Ensuite, les extraits sont laissés en agitation magnétique pendant toute la nuit, décantés et filtrés. L'extrait est évaporé à sec dans le rotavapor. Le résidu récupéré dans quelques mL de HCl (50%) est ensuite transvasé dans deux tubes à essai ; l'un est utilisé comme témoin et à l'autre on ajoute le réactif de Mayer. L'apparition de précipité blanc traduit la présence des alcaloïdes.

- **Test de Dragendorff** : Il repose sur le même principe que le test d'Iodoplatinate sauf que la révélation se fait par la pulvérisation au réactif de Dragendorff. La présence d'alcaloïdes se révèle par une couleur orange vive sur le chromatogramme.

2-2-2. Les coumarines

Les coumarines sont détectées par deux tests différents :

- ✓ **Premier test** : Une quantité de 2 g de matériel végétal sec broyé est placé dans 10 mL de CH₂Cl₂. Le tout est chauffé pendant quelques minutes puis filtré. La migration de cette solution a été faite sur couche mince dans le solvant : toluène /acétate d'éthyle (93/7). Après un séchage sous hotte ventilée, la révélation a été faite à l'aide de NH₃ sous UV à 365nm [5].
- ✓ **Deuxième test**: On pèse 1 g de matériel végétal sec broyé et on le place dans un tube à essai, couvert par du papier filtre imbibé avec NaOH dilué. Le tube est ensuite placé dans un bain marie bouillant pendant quelques minutes. Le papier filtre est ensuite examiné sous lumière UV. Une fluorescence jaune indique la présence des coumarines [6].

2-2-3. Les saponosides

Dans un bécher, on ajoute 100 mL d'eau distillée a une quantité de 2 g de matériel végétal sec, puis la solution est portée à ébullition pendant 30 min. Après refroidissement, on filtre la solution, et on ajuste le filtrat à 100 mL avec de l'eau distillée. Une série de 1 à 10 mL de filtrat est placée dans 10 tubes à essai et additionnée de 10 mL d'eau distillée. Une agitation violente et horizontale a été faite pendant 15 secondes pour chaque tube. Après 15 mn de repos on mesure la hauteur de mousse résiduelle (en cm) dans chaque tube. La présence des saponines est indiquée par un indice de mousse supérieur à 100. Ce dernier est calculé selon **la relation (1)** :

$$I = \text{La hauteur de la mousse dans le 9ème tube} \times 10/0,09 \quad (1)$$

On note que *Saponaria officinalis* est utilisée comme témoin positif.

2-2-4. Les tanins

Une quantité de 1,5 g du matériel végétal sec a été placée dans 10 mL de méthanol 80% est agitée durant 15 mn puis filtrée. On ajoute quelques gouttes du chlorure ferrique (FeCl₃) 1% à l'extrait méthanolique déjà préparé. En présence de tanins galliques et ellagiques, on observe une coloration bleue noire, alors qu'en présence de tanins catéchiques cette coloration est brune verdâtre [6].

2-2-5. Les terpénoïdes

A une quantité de 1 g du matériel végétal broyé on ajoute 5 mL d'hexane, puis une sonication pendant quelques minutes a été faite. Après une agitation de 30 min et une filtration, la migration du filtrat a été effectuée sur une plaque préparative de gel de silice, le solvant utilisé est le benzène. Après migration, la plaque est pulvérisée avec le chlorure d'antimoine puis mise à l'étuve à 110°C pendant 10 min. Toute fluorescence décelée après ce traitement prouve que le matériel testé contient des terpénoïdes [4].

2-2-6. Les composés cyanogénétiques

Une quantité de 1 g de matériel végétal frais est mouillé avec quelques gouttes de CHCl₃ dans un tube à essai où est insérée une bandelette de papier filtre imprégnée avec du picrate de sodium. L'ensemble est chauffé dans un bain marie à 35°C pendant 3 heures. Le papier vire au rouge après production de HCN témoignant de la présence des composés cyanogénétiques [7].

2-2-7. Les quinones libres

Une quantité de 0,5 g du matériel végétal sec est placée dans 5 mL d'éther de pétrole. Après quelques minutes d'agitation, le mélange est laissé au repos pendant toute la journée. Après la filtration de ce mélange, il est concentré au rotavapor. Le virage de la couleur de la phase aqueuse au jaune, rouge ou violet après ajout de quelques gouttes de NaOH (1/10), témoigne de la présence des quinones [5].

2-2-8. Les flavonoïdes

2-2-8-1. Dosage des flavonoïdes totaux

A 1 g du matériel végétal sec sont ajoutés 100 mL de méthanol 80%. L'ensemble est agité pendant 15 mn, puis porté au sonicateur durant 15 mn. La quantification des flavonoïdes dans les parties aériennes par spectrophotométrie est réalisée en mélangeant 2 mL de cet extrait méthanolique avec 100 µl du réactif de (2 aminoéthyl-diphénylborate (NEU) à 1% dans le méthanol). La lecture des résultats a été faite à 409 nm. L'absorption de l'extrait a été comparée à celle de la quercétine (0,05 mg/mL) traitée avec le même réactif dans les mêmes conditions. Les flavonoïdes totaux sont calculés selon *la formule (2)* [8] :

$$F\% = A_{ext} \times 0,05 \times 100 / A_q \times C_{ext} \quad (2)$$

A_{ext} : Absorption de l'extrait, A_q : Absorption de la quercétine (à concentration de 0,05 mg/mL) et C_{ext} : Concentration de l'extrait en mg/mL.

2-2-8-2. Extraction des aglycones et anthocyanes

- **Hydrolyse acide** : 2 g de poudre de matériel végétal ont été ajoutés à 200 mL de HCl 2N froid, puis portés au bain marie bouillant pendant 40 mn avec insufflation d'air et agitation régulière toutes les 10 minutes. Après refroidissement et filtration, la solution acide est transférée en ampoule à décanter. L'hydrolyse acide permet la transformation des proanthocyanes en anthocyanes et la libération des aglycones de flavonoïdes de leurs formes O-hétérosidiques.

- **Extraction** : Elle se fait successivement [9] :

- Par l'éther éthylique (2 fois 20 mL) : les composés phénoliques, sauf les anthocyanes et les C-glucosides quittent l'hypophase acide au profit de l'épiphase étherée. Les extraits réunis et évaporés sous hotte ventilée sont repris par 10 mL d'éthanol 95° ;

- Par le n-butanol (2 fois 20 mL) : cette phase extrait les anthocyanes et les C-glycoflavones. Ce solvant entraîne les anthocyanes colorés en rouge provenant de l'oxydation des proanthocyanes.

2-2-8-3. Examen chromatographique

Après récupération des aglycones par 10 mL d'éthanol 95° dans une fiole jaugée de 10 mL, la séparation des molécules est effectuée à l'aide d'une chromatographie sur papier Whatman n°1. Le solvant utilisé est l'acide acétique 2% qui permet la migration des acides phénols vers le front. Les chromatogrammes sont ensuite examinés sous UV (356 nm) et les bandes observées ont été entourées. La couleur des bandes sous UV est notée et le front servira pour calculer le rapport frontal (Rf). Les bandes observées sont découpées et éluées dans le méthanol afin de les identifier au spectrophotomètre UV-visible (HP Vectra, programme Chemstation software). Les mesures sont effectuées entre les longueurs d'ondes 260 et 600 nm. Quant aux flavonoïdes, la migration est effectuée dans l'acide acétique 60% pour la séparation des molécules et une chromatographie sur papier Wattman n°1 est effectuée pour leur purification.

2-2-8-4. Dosage des flavones-flavonols

Le dosage différentiel des flavones et flavonols est basé sur la chélation spécifique des flavonoïdes par les ions Al^{3+} . Dans la cuve de référence est placée la solution alcoolique convenablement diluée. Dans la cuve de mesure est placée la solution alcoolique amenée à la même dilution mais avec une solution alcoolique d' $AlCl_3$ à 1%. Après 10 mn de contact, le spectre est enregistré au spectrophotomètre UV-visible entre 380 et 460 nm pour les aglycones. La présence des flavonols est indiquée par un pic entre 420 et 440 nm et celle des flavones par un maximum d'absorption entre 390 nm et 415 nm. La hauteur du pic différentiel est proportionnelle à la concentration en aglycones flavoniques[10]. Ainsi la teneur en aglycones exprimée comme quercétine (flavonol témoin) est calculée selon **la formule** suivante :

$$T \text{ aglycones} = (DO / \epsilon) \cdot M \cdot V \cdot d / p \quad (3)$$

Avec : T aglycones : teneur en aglycones (en % ou en mg/g ; DO : Densité optique du pic différentiel; ϵ : Coefficient d'absorption molaire de la quercétine (= 23000) ; M : Masse molaire de la quercétine (= 302) ; V : Volume de la solution éthanolique d'aglycones ; d : Facteur de dilution ; p : Poids sec de matériel végétal hydrolysé.

Pour les anthocyanes, la phase aqueuse acide résiduelle est extraite 2 fois par le n-butanol. Ce solvant entraîne les anthocyanes colorés en rouge provenant de l'oxydation des proanthocyanes. Ces anthocyanes sont dosés par spectrophotométrie entre 480 et 600 nm [9,11]. La teneur en proanthocyanes (le rendement de la transformation des proanthocyanes en anthocyanes étant pratiquement constant dans des conditions standardisées) exprimée comme procyanidine est donnée par **la formule** suivante :

$$T \text{ anthocyanes} = (DO / \epsilon) \cdot M \cdot V \cdot d / p \quad (4)$$

Avec : T anthocyanes : teneur en anthocyanes (en % ou en mg/g) ; DO : Densité optique à la longueur d'onde d'absorption maximale ; ϵ : Coefficient d'absorption molaire de la cyanidine (=34700) ; M : Masse molaire de la procyanidine (=306) ; V : Volume de la solution butanolique ; d : Facteur de dilution ; p : Poids sec de matériel végétal hydrolysé.

2-2-8-5. Analyse par Chromatographie sur couches minces (CCM)

Nous avons utilisé le papier Wathman n°1 pour la séparation des aglycones flavoniques dans les solvants acide acétique 2 % et 60 %. Les flavonols et flavones sont visibles sous UV, ce qui permet d'en relever les Rf. Les spots sont récupérés et élués par le MeOH. Des cochromatographies avec des substances témoins sont réalisées. Les comportements chromatographiques notés pour l'identification des molécules majoritaires des feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* sont les fluorescences visualisées à l'œil nu, après pulvérisation par le NEU et sous lumière ultra violette (UV). Les relevés de Rf, ont été faits sur papier Whatman n°1 et sur gel de silice. L'identification a nécessité une comparaison avec les données de la littérature.

3. Résultats et discussion

3-1. Screening phytochimique des extraits des feuilles et des fleurs d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*

Le screening phytochimique des feuilles et des fleurs d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* a montré la présence des alcaloïdes après les trois tests positifs de Iodoplatinate, Dragendorff et Mayer. Le même résultat a été confirmé pour les coumarines.

Quant aux saponines, ils sont présent chez les fleurs et absent chez les feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*. Le test des tanins a montré la présence d'une coloration brune verdâtre, ce qui signifie que les feuilles et les fleurs de cette plante contiennent les tanins catéchiques. Pour le test des composés cyanogénétiques et en comparaison avec des extraits de graines d'abricots qui sont de bons témoins riches en composés cyanogénétiques, on a constaté l'apparition d'une coloration rouge sur le papier filtre. Les parties de la plante étudiée s'est révélé contenir ce type de composés avec des quantités variables selon l'organe analysé. Le test des terpènes a montré leurs présence dans les feuilles et les fleurs après pulvérisation de la plaque CCM au chlorure d'antimoine et chauffage à l'étuve (110°C/10 min) et obtention d'une fluorescence bleue ciel. Pour les quinones libres, le virage de la couleur au jaune de la phase aqueuse révèle la présence de ces composés dans les fleurs d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*. Quant aux feuilles, les quinones libres ne sont pas détectées.

Cette étude a été effectuée pour la première fois afin de prospecter les différents métabolites secondaires existants chez ces deux plantes caractérisant le Sud du Maroc. Dans des études antérieures, les flavonoïdes jouent un rôle important dans la coloration des végétaux [5]. Ils sont utilisés dans la chimiotaxonomie végétale [12,13]. Ils jouent le rôle des marqueurs de la maturation des fruits [14]. Les polyphénols ont aussi le rôle de la protection contre les agressions biotiques et abiotiques, de l'activité antifongique [15], de l'activité antivirale [16], de l'activité anti-oxydante [17-19] et de l'activité anti-inflammatoire [20]. La présence des alcaloïdes peut expliquer des activités biologiques diverses [21]. Quant aux terpènes, ils servent comme des additifs dans les industries alimentaires et cosmétiques [22] et plusieurs d'entre eux possèdent des activités biologiques: antimicrobienne, insecticide, anti-carcinogénique, anti-inflammatoire [23], anesthésique et antihistaminique (des mono et sesquiterpènes), diurétique (β -eudesmol) [24,25], neuroprotective (α -terpinène, γ -terpinène, et trans-caryophyllène) [26]. On peut citer également les propriétés anti-tumorales et cytotoxiques des diterpènes (taxol), et des activités anti-oxydantes attribuées surtout aux diterpènes phénoliques [27]. La présence des coumarines explique l'effet antifongique [28], antibactérien [29], antiviral [30], antimalarial [31], anti-inflammatoire [20-32], anti-tumoral [33,34] et anticoagulant [35].

3-2. Dosage et caractérisation spectroscopique des flavonoïdes des extraits des feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*

3-2-1. Dosage des flavonoïdes totaux, des aglycones flavoniques et des anthocyanes

Le dosage de différents composés phénoliques des feuilles *Asteriscus graveolens subsp. odorus* a révélé une teneur importante en aglycones flavoniques estimée à 3,34 mg/g. Quant aux flavonoïdes, elles représentent uniquement 1,62 mg/g de l'extrait des feuilles de cette plante. Quant aux anthocyanes, elles présentent une très faible teneur.

3-2-2. Fractionnement de l'extrait éthéré et caractérisation des acides phénols et des flavonoïdes aglycones des feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*

L'étude qualitative a permis de caractériser les principaux composés phénoliques des feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*. En effet, une diversité du pool phénolique a été observée. Pour cette raison, une étude spectrophotométrique basée sur les caractéristiques spectrales et chromatographiques a été nécessaire pour l'identification des différentes molécules phénoliques. Deux grandes familles des composés phénoliques ont été mises en évidence : les acides phénols et les aglycones flavoniques en utilisant les solvants : acide acétique 2% et 60%. Les analyses effectuées ont montré différentes fluorescences sous UV correspondant à des hétérosides flavoniques, entre autres les flavones et les acides phénols. En présence des témoins on pourrait caractériser les fractions obtenues, et ce en comparant leur comportements chromatographiques.

3-2-2-1. Groupe des acides phénols

Après une première séparation par CCM de l'extrait étheré dans l'acide acétique à 2%, les bandes ont été découpées et mises dans le méthanol. Un seul composé a été isolé (B₁). Une chromatographie bidimensionnelle a été nécessaire pour la vérification de la pureté des fractions. Ce composé est incolore à l'œil nu, il se présente sur le chromatogramme sous forme d'une tache bleue sous UV, d'une couleur jaune verdâtre après pulvérisation par le NEU, son R_f est de 0,30 et son spectre d'absorption correspond à une longueur d'onde λ_{max} de : 234nm-298nm-325nm (**Figure 1**). D'après la littérature [9, 36, 10, 12, 37], les données du composé B₁ sont les mêmes que celle de l'acide caféique (**Figure 2**).

Des études [38,39] ont montrés que le groupe des acides phénols a un rôle très important dans la pigmentation des fleurs et des fruits et la protection des plantes contre les herbivores et les radiations UV. D'ailleurs, l'acide caféique est connu pour son grand pouvoir antifongique [40]. D'autres auteures [41,42] ont montré que les phénols simples et les acides phénoliques possèdent des propriétés anti-inflammatoires et antihémorragiques, des propriétés antibactériennes et antifongiques, en particulier à l'égard des organismes phytopathogènes.

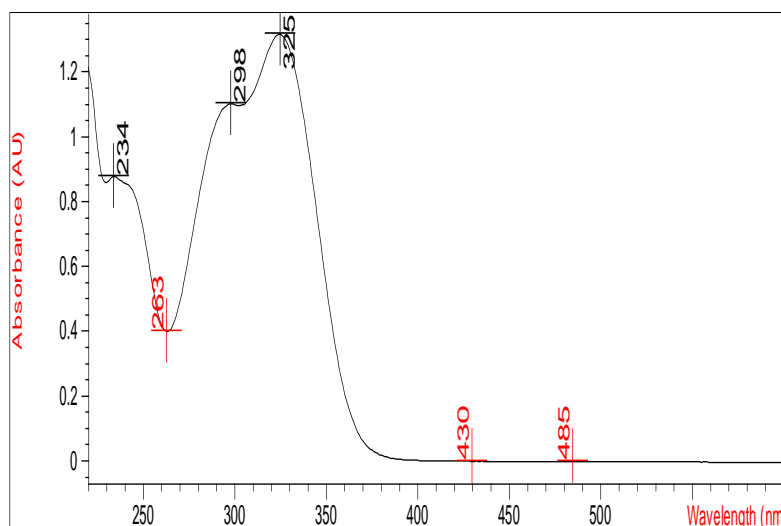


Figure 1: *Spectre d'absorption du composé B₁ isolé de l'extrait d'Asteriscusgraveolenssubsp. Odorus*

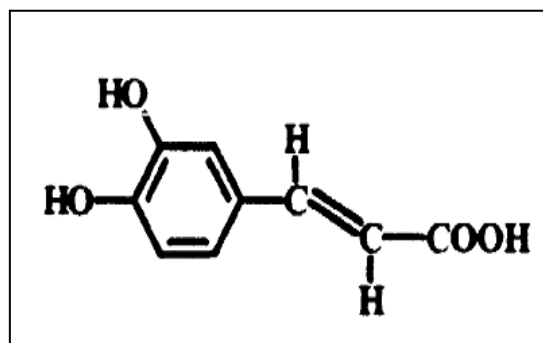


Figure 2 : *Structure de l'acide caféique*

3-2-2-2. Groupe des aglycones flavoniques

Dans notre étude, la purification des aglycones flavoniques sur papier Whatman n°1 en utilisant comme solvant de migration : l'acide acétique 60% nous a permis d'isoler différentes molécules. Ainsi, en comparant leurs différentes propriétés physiques et spectroscopiques avec celles de la littérature, nous avons pu identifier trois flavones. La bande B1 correspondrait à la névadensine (**Figure 3**) avec une longueur d'onde de λ_{\max} : 286nm-328nm (**Figure 4**), incolore à l'œil nu, de couleur mauve sous UV et un $R_f = 0,74$. La bande B2 correspondrait à la lutéoline (**Figure 5**) avec une longueur d'onde de λ_{\max} : 254nm-267nm-347nm (**Figure 6**), incolore à l'œil nu, de couleur brune foncée sous UV et un $R_f = 0,59$. Quant à la bande B3, il représenterait l'artémétine (**Figure 7**) avec un λ_{\max} : 274nm-339nm (**Figure 8**), de couleur jaune claire à l'œil nu et brune sous UV et un $R_f = 0,69$. Des CCM bidimensionnelles ont montré que les bandes migrent en un seul spot : les molécules sont supposées être pures. On note que les feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* sont dépourvues des proanthocyanes. Cela est confirmé par l'absence de cette famille des composés secondaires lors du dosage de cette plante par le spectrophotomètre UV.

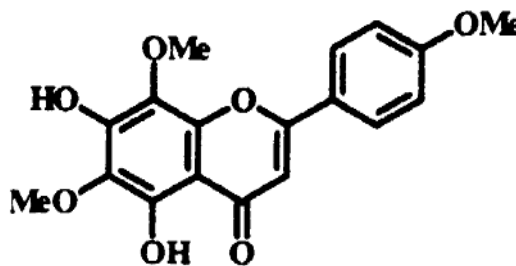


Figure 3 : Structure de névadensine (5,7-dihydroxy-6,8,4'-méthoxy)

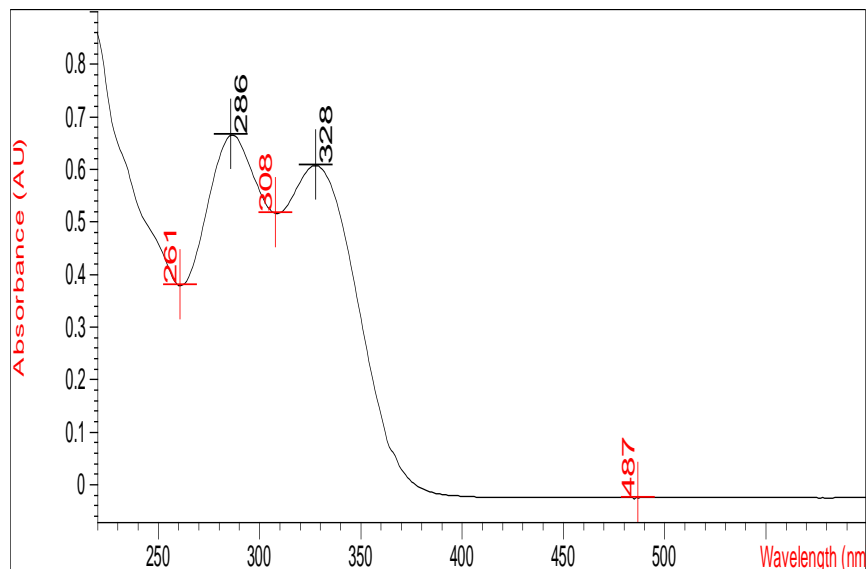


Figure 4 : Spectre d'absorption du composé B1 de l'extrait *Asteriscus graveolens subsp. Odorus*

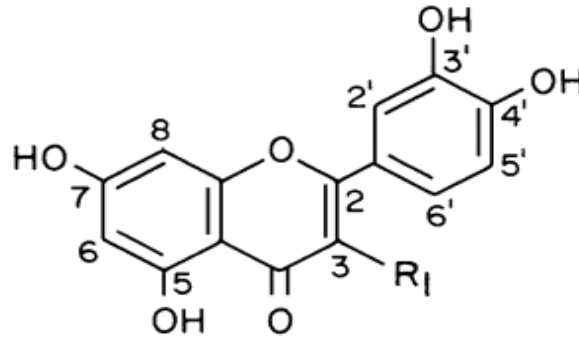


Figure 5 : Structure de lutéoline (5,7,3',4'-hydroxy-3',4',5'-méthoxy)

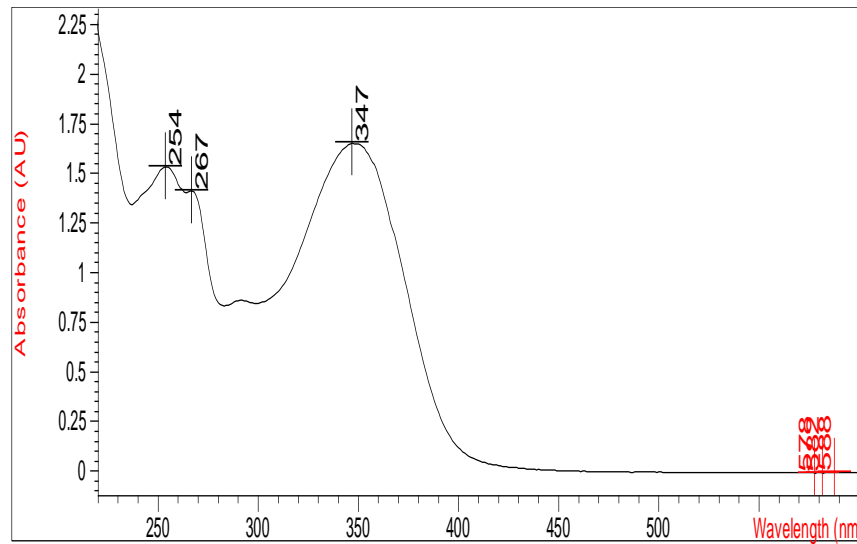


Figure 6 : Spectre d'absorption du composé B2 de l'extrait d'*Asteriscus graveolens* subsp. *Odorus*

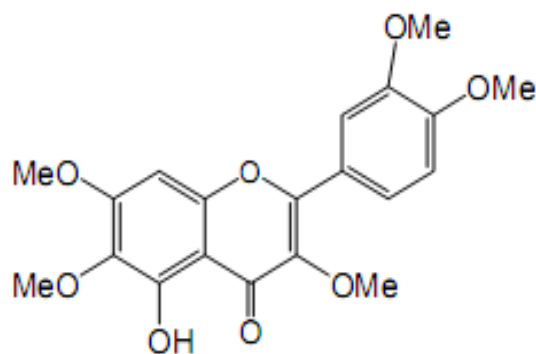


Figure 7 : Structure d'artémétine (5-hydroxy-3,3',4',6,7-pentaméthoxy)

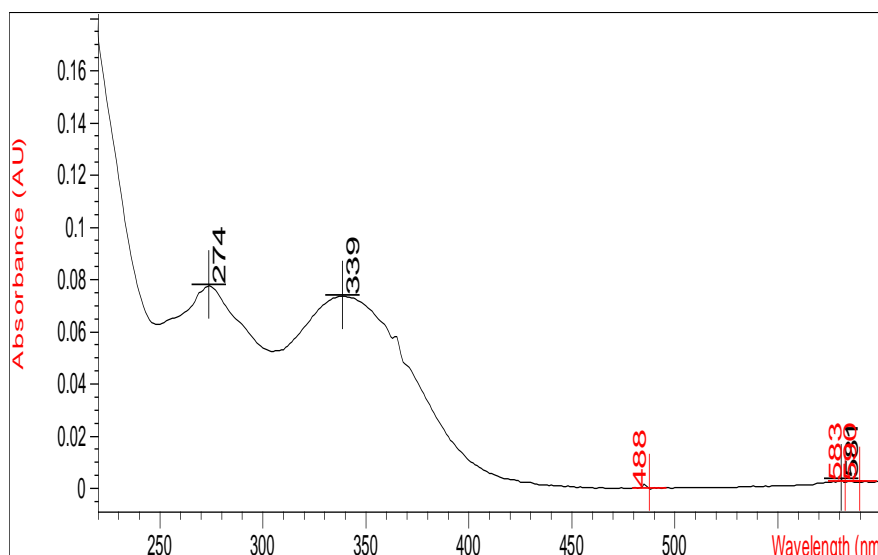


Figure 8 : Spectre d'absorption du composé B3 de l'extrait d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*

D'après la littérature, la lutéoline est une substance antibactérienne importante [43] et elle pourrait aussi être responsable de l'effet antioxydant [44]. Elle est reconnue aussi pour sa capacité de stimuler certaines hormones estrogènes [45], d'inhiber la croissance des cellules cancéreuses [46] et la tumorigénèse [47] et également de piéger l'action nocive des radicaux libre au niveau de l'ADN [49]. Quant à la névadensine, elle présente aussi une large activité biologique. En effet, elle a été connue par son activité antioxydante [49], antitumorale [50], anticancéreuse, antiinflammatoire [51], Hypotensive [52] et antimicrobienne [53]. Pour l'artémétine, une étude présentée par [54] a montré que cette molécule isolée de *Cordia curassavica* (*Boraginaceae*) et testée chez les souris mâles, présente une importante activité antiedématogénique.

4. Conclusion

Malgré l'importance biologique et médicinale d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*, cette espèce n'est auparavant été étudiées que du point de vue botanique et écologique. Pourtant, la présente étude a démontré la grande richesse de la plante en polyphénols, produits naturels à intérêt considérable dans le domaine pharmacologique. Ce travail apporte, donc, une contribution phytochimique à la connaissance d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus* et permet ainsi, de mieux comprendre les propriétés pharmacodynamiques des extraits de cette plante. Il serait, donc, très intéressant d'exploiter ces extraits pour la recherche de leurs principes actifs, responsables de leurs propriétés pharmacologiques. Le screening phytochimique a montré la présence des alcaloïdes, des coumarines, des tanins, des terpènes et des composés cyanogénétiques. En outre, les saponines et les quinones libres sont présentes chez les fleurs et absentes chez les feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*. Quant à l'étude spectrophotométrique de la fraction étherée, elle nous a permis d'identifier les différents composés phytochimiques à savoir : un acide phénol (acide caféique) et trois flavones (névadensine, lutéoline et artémétine) chez les feuilles d'*Asteriscus graveolens subsp. odorus*.

Références

- [1] - H. Akssira, F. Mellouki, A. Salhi, H. Alilou, A. Saouf, F. El Hanbali, J. F. Arteaga et AF. Barrero, Naupliolide, a sesquiterpene lactone with a novel tetracyclic skeleton from *Nauplius graveolens subsp. odoratus*, *Tetrahedron Letters*, 47, (2006) 6719-6721.
- [2] - H. Alilou, J. Talbi et L. M. Idrissi Hassani, Activité antifongique des extraits de quatre plantes du Sud du Maroc : *Asteriscus imbricatum* (CAV.) DC., *Asteriscus graveolens subsp. Odorus* (Schousb.) Greuter, *Cladanthus arabicus* (L.) Cass. et *Kleinia antheuphorbium* (L.) Haw. *Science Lib*, 5, (2013) 1-9.
- [3] - H. Alilou, R. Rouhi, L. M. Idrissi Hassani et M. Akssira, Activité antifongique de *Bubonium odoratum* (*Asteracées*) sur des champignons pathogènes d'agrumes, *Reviews in Biology and Biotechnology*., 6(1), (2007) 20-24.
- [4] - K. Randerath, *Chromatographie sur couches minces*, Paris : Édition Gauthier-Villars, (1971) 337-339.
- [5] - J. Ribéreau-Gayon et E. Peynaud, *Les composés phénoliques des végétaux*, *Traité d'œnologie*, Paris : Édition Dunod, (1968) 254 p.
- [6] - A. M. Rizk, Constituents of plants growing in Qatar, *Fitoterapia*, 52 (2), (1982) 35-42.
- [7] - M. A. Al-Yahya, Phytochemical studies of the plants used in traditional medicine of Saudi Arabia. *Fitoterapia*, 57 (3), (1986) 179-182.
- [8] - E. B. Hariri, G. Salleet, C. Andary, Involvement of flavonoids in the resistance of two poplar cultivars to mistletoe (*Viscum album* L.), *Protoplasma*, 162, (1991) 20-26.
- [9] - P. H. Lebreton, M. Jay, B. Voirin et M. P. Bouchez, Sur l'analyse qualitative et quantitative des flavonoïdes, *Chim. Anal. Fr.*, 49, (1967) 175-383.
- [10] - M. Jay, J. F. Gonnet, E. Wollenweber et B. Voirin, Sur l'analyse qualitative des aglycones flavoniques dans une optique chimiotaxinomique, *Phytochemistry*., 14, (1975) 1605-1612.
- [11] - N. Porter, *Essential oils and their production*, *Crop et Food Research*, (2001) 39.
- [12] - L. M. Idrissi Hassani, Etude de la variabilité flavonique chez deux conifères méditerranéennes : Le pin maritime *Pinus pinaster* Ait. et le genévrier thurifère *Juniperus thurifera* L., Thèse de Doctorat de 3^o cycle, Université Claude Bernard Lyon I, France, (1985) 171 p.
- [13] - P. Lebreton et G. Meneret, *Elements de chimiotaxonomie bonatique. I. Généralités ; notion d'espèce biochimique ; cas des flavonoïdes chez Humulus lupulus*, *L Bull. Soc. Bot.*, 111, (1964) 70-80.
- [14] - J. J. Macheix et A. Fleuriet, *Phenolics in fruit products: progress and prospects in Polyphenolic Phenomena*, Ed. A. Scalbert, INRA Paris, (1993) 157-163.
- [15] - Q. Kanwal, I. Hussain, H. Latif Siddiqui et A. Javaid, Antifungal activity of flavonoids isolated from mango (*Mangifera indica* L.) leaves. *Nat Prod Res.*, 24(20), (2010) 1907-14.
- [16] - K. Ono, H. Nakane, M. Fukushima, JC. Chermann et F. Barre-sinoussi, Differential inhibitory effects of various flavonoids on the activities of reverse transcriptase and cellular DNA and RNA polymerases, *Eur. J. Biochem.*, 190, (1990) 469-476.
- [17] - A. K. Rahmat, Evaluation of flavonoids and diverse antioxidant activities of *Sonchus arvensis*, *Chemistry Central Journal*., (2012), 6:126.
- [18] - MC. Silva et SR. Paiva, Antioxidant activity and flavonoid content of *Clusia fluminensis* Planch. & Triana. *An Acad Bras Cienc.*, 84(3), (2012) 609-16.
- [19] - N. Amessis-Ouchemoukh, I. M. Abu-Reidah, R. Quirantes-Piné, K. Madani, et A. Segura-Carretero. Phytochemical profiling, *in vitro* evaluation of total phenolic contents and antioxidant properties of *Marrubium vulgare* (horehound) leaves of plants growing in Algeria, *Industrial Crops and Products*., 61, (2014) 120-129.
- [20] - A. Hiermann, H. W. Schramm et S. Laufer, Antiinflammatory activity of myricitin-3-o-beta-D-glucuronide and related compounds, *Inflamm. Res.*, 47, (1998) 421-427.

- [21] - R. Milcent et F. Chau, Chimie organique hétérocyclique : Structure fondamentale, chimie et biochimie des principaux composés naturels, (2003) EDP sciences.
- [22] - R. Tsao et J. R. Coats, Starting from nature to make better insecticides. Chemtech., 25, (1995) 23-28.
- [23] - A. Murakami, T. Tanaka, J. Y. Lee, Y. J. Surch, H. W. Kim, K. Kawabata, Y. Akamura, S. Jiwajinda et H. Ohigashi, Zerumbone, a sesquiterpene en subtropical ginger, suppresses skin tumor initiation and promotion stages in ICR mice, International journal of cancer., 110, (2004) 481-490.
- [24] - A. S. Velickovic, M. S. Ristic, D. T. Velickovic, S. Ilic et N. D. Mitic, The possibilities of the application of some species of sage (*Salvia L.*) as auxiliaries in the treatment of some diseases, J. Serb. Chem. Soc., 68 (6), (2003) 435-445.
- [25] - Y. D. Hsiou, W. Yang-ch et L. Hang-ch, Journal of the Chinese Chemical Society., 47, (2000) 561-566.
- [26] - J. Hyun, J. K. Hyun et S. C. Hyang, Quantitative structure activity relationship (QSAR) for neuroprotective activity of terpenoids, Life Sciences., 80, (2007) 835-841.
- [27] - R. A. Hill, In the chemistry of natural products, 2nd edition (Ed. R. H. Thomson), Blackie, Glasgow., (1993) 124 p.
- [28] - N. Kandaswamy et N. Raveendiran, Synthesis, Characterization and Antifungal activity of Coumarin based random copolyester, American Journal of Research, 4 (3), (2014) 704-707.
- [29] - A. B. Mashooq, M. A. Al-Omar et N. Siddiqui, Antimicrobial activity of Schiff bases of coumarin-incorporated 1,3,4-oxadiazole derivatives: an *in vitro* evaluation, Medicinal Chemistry Research., 22 (9) (2013) 4455-4458.
- [30] - R. W. Fuller, H. R. Bokesch, K. R. Gustafson, T. C. Mckee, J. H. Cradellina, J. B. Mcmhon, G. M. Cragg, D. Sojaerto et M. R. Boyd, Bioorg. Med. Chem. Lett., 4 (16), (1994) 1961-1964.
- [31] - Y. Z. Yang, A. Ranz, H. Z. Pan, Z. N. Zhang, X. B. Lin et S. R. Meshnich, Daphnetin : a novel antimalarial agent with *in vitro* and *in vivo* activity, Am. J. Trop. Med. Hyg., 46 (1), (1992) 15-20.
- [32] - A. N. Garcia-argaez, T. O. R. Apan, HP. Delgado, G. Velazquez et M. Martinez-Vazquez, Planta Medica., 66, (2000) 279-281.
- [33] - C. Kofinas, I. Chinou, A. Loukis, C. Harvala, C. Roussakis, M. Maillard et K. Hostettmann, Cytotoxic coumarins from the aerial parts of *Tordylium apulum* and their effects on a non-small-cell bronchial carcinoma line, Planta Medica., 64, (1998) 174-176.
- [34] - T. Fujioka, K. Furumi, H. Fujii, K. Mihashi, Y. Nakano, H. Matsunaga, M. Ktano et M. Mori, Antiproliferative constituents from *Umbelliferae* plants. V. A new furanocoumarin and faltarindiolfuranocoumarin ethers from the root of *Angelica japonica*, Chem. Pharm. Bull., 47(1), (1999) 96-100.
- [35] - D. Egan, R. O'Kennedy, E. Moran, D. Cox, E. Prosser et D. Thornes, Drug. Metabolism Reviews., 22 (5), (1990) 503-529.
- [36] - B. Voirin, UV spectral differentiation of 5-hydroxy and 3-methoxyflavones with mono-(4'), di-(3', 4') or tri-(3', 4', 5')-substitued rings, Phytochemistry., 22 (10), (1983) 2107-2145.
- [37] - D. Touati, Contribution à la connaissance du profil biochimique des dicotylédones buissonnantes et arbustives de méditerranée. Thèse de Doctorat de troisième cycle, Université Claude Bernard, Lyon I, (1985) 155 p.
- [38] - S. F. Asad, S. Singh, A. Ahmad et S. M. Hadi, Flavonoids : antioxidants in diet and potentiel anticancer agents, Medical Science Research., 26, (1998) 273-278.
- [39] - G. Di Carlo, N. Mascolo, A. A. Izzo et F. Capasso, Flavonoids : old and new aspects of class of natural therapeutic drugs, Life Sciences., 65, (1999) 337-353.
- [40] - M. M. Cowan, Plants products as antimicrobial agents, Clinical Microbiology Reviews., 12 (4), (1999) 564-582.
- [41] - J. Bruneton, Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales, 3ème Edition, Editeur technique et

- documentation, Paris, (1999) 1120 p.
- [42] - V. A. Kurkin, Phenylpropanoids from medicinal plants: distribution, classification, structural analysis, and biological activity. *Chemistry of Natural Compounds.*, (2003) 39 (2).
- [43] - Q.Wang, M. Xie, Antibacterial activity and mechanism of luteolin on *Staphylococcus aureus*. *Acta Microbiologica Sinica.*, 50(9), (2010) 1180-4.
- [44] - YC. Zhang, FF. Gan, SB. Shelar, KY. Ng et EH. Chew, Antioxidant and Nrf2 inducing activities of luteolin, a flavonoid constituent in *Ixeris sonchifolia* Hance, provide neuroprotective effects against ischemia-induced cellular injury. *Food Chem Toxicol.*, 59, (2013) 272-80.
- [45] - R. S. Zand, D. J. A. Jenkins et E. Diamandis, Steroid hormone activity of flavonoids and related compounds. *Breast Cancer Res. Treat.*, 62, (2000) 35-49.
- [46] - Y. Matsukawa, N. Marui, T. Sakai, Y. Satomi, M. Yoshida et K. Matsumoto, Genistein arrests cell cycle progression at G2-M, *Cancer Res.*, 53, (1993) 1328-1331.
- [47] - V. Elangovan, N.Sekar, S.Govindasamy, Chemopreventive potential of dietary bioflavonoids against 20-methylcholanthrene-induced tumorigenesis. *Cancer Lett.*, 87, (1994) 107-113.
- [48] - C. Qiuyin, O. R. Ronald et Z. Ruiwen, Dietary flavonoids, quercetin, luteolin and genistein, reduce oxidative DNA damage and lipid peroxidation and quench free radicals, *Cancer Lett.*, 119, (1997) 99-107.
- [49] - S. Ganapaty, V. M.Chandrashekhar, H. R.Chitme et M.LakashmiNarsu, Free radical scavenging activity of gossypin and nevodensin : An *in vitro* evaluation, *Indian J Pharmacol.*, 39 (6), (2008) 281-283.
- [50] - C. J. Chung et R. L.Geahlen, Protein-tyrosine kinase inhibition: Mechanism-based discovery of antitumor agents, *J Nat Prod.*, 55, (1992) 1529-1560.
- [51] - G. B. Reddy, A. B.Melkhani, G. A.Kalyani, J. V.Rao, A. Shirwaikar et M. Kotian, Chemical and pharmacological investigation of *Limnophila conferta* and *Limnophila heterophylla*, *Int J Pharmacog.*, 29, (1991) 145-53.
- [52] - J. Y. Song, X. Z. He, X. F. Chen, J. Y. Hu, G. Y. Luo et Y. Z. Mo, Hypotensive effect of nevodensin, *Acta Pharmacol Sin.*, 6, (1985) 99-102.
- [53] - G. Brahmachari, *Limnophila (Scrophulariaceae)*: Chemical and pharmaceutical aspects, *Open Nat Prod J.*, 1, (2008) 34-43.
- [54] - M. C. Bayeux, A. T. Fernandes, M. A. Foglio et J. E. Carvalho, Evaluation of the antiedematogenic activity of artemetin isolated from *Cordia curassavica* DC, *Brazilian Journal of Medical and Biological Research.*, 35, (2002) 1229-1232.