



Étude phytochimique de trois plantes médicinales de la pharmacopée traditionnelle nigérienne : *Annona Senegalensis* L., *Boscia Senegalensis* (pers.) Lam. et *Ampelocissus Africana* (lour.) Merr.

Phytochemical study of three medicinal plants from the traditional pharmacopoeia from Niger Republic: Annona Senegalensis L., Boscia Senegalensis (pers.) Lam. and Ampelocissus Africana (lour.) Merr.

Kassoum Djataou B^{1*}, Moussa A², Malam Mani OT², Ibrah Landi A², Hassidou S²; Bokoye Y²; Abdoulaye O¹; Karim S³; Alfa Keita D⁴; Morou B³.

Reçu le 04-09-24

Accepté le 8-12-2024

Publié le 10-01-25

Mots-clés

Phytochimie,
Annona senegalensis,
Ampelocissus africana, *Boscia senegalensis*,
Niger.

Résumé

Introduction : Les remèdes naturels, particulièrement à base de plantes médicinales, ont longtemps été le principal, voire le seul recours de la médecine traditionnelle pour soigner les pathologies. L'objectif de ce travail était d'étudier la phytochimie de trois plantes médicinales de la pharmacopée traditionnelle nigérienne, *Annona senegalensis* L., *Boscia senegalensis* (Pers.) Lam. et *Ampelocissus africana* (Lour.) Merr.

Matériels et méthodes : Il s'agit d'une étude expérimentale, prospective. Le matériel végétal est constitué de cinq échantillons : feuilles et écorce de racines d'*A. senegalensis* L., feuilles et écorce de racines de *B. senegalensis* (Pers Lam) et racines d'*A. africana* (Lour) Merr. Pour les cinq échantillons, les méthodes d'extraction par l'eau et la macération à éthanol 80% ont été utilisées. Le taux de polyphénols et flavonoïdes a été déterminé respectivement par la méthode de Folin-Ciocalteu et de trichlorure d'aluminium.

Résultats : Le rendement d'extraction éthanolique est plus élevé avec les feuilles d'*A. senegalensis* et la racine *A. africana* avec un taux de 26%. Les feuilles de *A. senegalensis* a présenté 9 spots. La teneur en polyphénols est plus élevée dans l'extrait des feuilles d'*Annona senegalensis* avec une valeur de $787,58 \pm 30,84$ mgEAG/g et la teneur flavonoïdes plus élevée dans l'extrait de l'écorce de racine d'*Annona senegalensis* avec $69 \pm 18,07$ mgEQ/g.

Conclusion : Il ressort de cette étude la présence d'alcaloïdes, tanins, flavonoïdes, polyphénols Il serait donc souhaitable de réaliser une étude phytochimique plus poussée afin d'identifier les principes actifs de ces plantes et de prouver la pertinence de leur usage médicinal.

Keywords :

Phytochemistry,
Annona senegalensis,
Ampelocissus africana, *Boscia senegalensis*,
Niger.

Abstract

Introduction: Natural medicines, particularly those based on medicinal plants, have long been the main, or even the only, means used by traditional medicine to treat pathologies. The aim of this study was to investigate the phytochemistry of three medicinal plants from the traditional Nigerien pharmacopoeia, *Annona senegalensis* L., *Boscia senegalensis* (Pers.) Lam. and *Ampelocissus africana* (Lour.) Merr.

Materials and methods: It was an experimental and prospective study. The plant material consisted of five samples: leaves and root bark of *A. senegalensis* L., leaves and root bark of

B. senegalensis (Pers Lam) and roots of *A. africana* (Lour) Merr. For all five samples, water extraction and 80% ethanol maceration methods were used. The levels of polyphenols and flavonoids were determined by the Folin-Ciocalteu and aluminium trichloride methods respectively.

Results: The chromatograms obtained indicate that the phytochemicals present in the samples are more soluble in ethanol than in water. The polyphenol content was higher in the *Annona senegalensis* leaf extract with a value of 787.58 ± 30.84 mgEAG/g and the flavonoid content was higher in the *Annona senegalensis* root bark extract with 69 ± 18.07 mgEQ/g.

Conclusion: This study showed the presence of alkaloids, tannins, flavonoids and polyphenols. It would therefore be desirable to carry out a more in-depth phytochemical study to identify the active ingredients of these plants and prove the relevance of their medicinal use.

Introduction

Les remèdes naturels, particulièrement les plantes médicinales, ont longtemps été le principal, voire le seul moyen pour traiter les maladies, et en même temps la matière première servant à la fabrication de médicaments dans la médecine moderne. En Afrique, les plantes ont toujours été utilisées comme médicaments [1]. Elles constituent des sources médicamenteuses précieuses pour la grande majorité des populations rurales en Afrique, où plus de 80% de cette population s'en sert pour assurer les soins de santé [2].

Au Niger, le coût des médicaments modernes est extrêmement élevé par rapport au pouvoir d'achat de la population. En plus de cette situation viennent s'ajouter les comportements socioculturels et la difficulté d'accès aux soins de santé primaire dans les zones rurales qui font que la quasi-totalité de la population utilise les plantes médicinales pour se soigner [3]. De nombreuses études ont mis en évidence dans ces espèces médicinales la présence de métabolites secondaires biologiquement actifs tels que les polyphénols, alcaloïdes, terpènes [4]. Le Niger possède une flore végétale riche et diversifiée [5-7].

De part sa flore végétale et diversifiée, le Niger possède des espèces comme celles des genres *Annona*, *Boscia* et *Ampelocissus*, fréquemment utilisées pour traiter la diarrhée, les maux de ventre, la dysenterie en médecine traditionnelle

établies par de nombreuses études [8-11]. Les conclusions de ces études sont restées inachevées ou non mises à jour. L'objectif de ce travail était d'étudier la phytochimie de trois plantes médicinales de la pharmacopée traditionnelle nigérienne, *Annona senegalensis* L., *Boscia senegalensis* (Pers.) Lam. et *Ampelocissus africana* (Lour.) Merr.

Matériels et méthode

L'étude a été menée au laboratoire de Chimie de la Faculté des Sciences et Techniques de l'UDDM

Affiliations :

1 : Département de Pharmacie, Faculté des Sciences de la Santé (FSS) /Université Dan Dicko Dankoulodo de Maradi, République du Niger.

2 : Département de Chimie, Faculté des Sciences et Techniques (FST) /Université Dan Dicko Dankoulodo de Maradi, République du Niger.

3 : Département de Biologie, Faculté des Sciences et Techniques (FST) /Université Dan Dicko Dankoulodo de Maradi, République du Niger.

4 : Département de Chimie, Faculté des Sciences et Technique (FAST) /Université Abdou Moumouni de Niamey, République du Niger.

***Correspondance :** KASSOUM DJATAOU Bahari Département de Pharmacie FSS/UDDM kassoumdb@gmail.com

. Matériel végétal :

Le matériel végétal est composé de :

- feuilles et écorces de racines de *Boscia senegalensis* L. récoltées au nouveau site de l'UDDM, aux coordonnées géographiques (lat/long : 13°29'35,5"N/7°08'17,7"E) prises avec un GPS model (GPS map 60Cx).
- feuilles et écorces de racines d'*Annona senegalensis* Pers Lam récoltées au nouveau site de l'UDDM (lat/long : 13°29'35,5"N/7°08'17,7"E).
- racines d'*Ampelocissus africana* (Lour) Merr obtenues auprès des tradipraticiens de la région de Maradi du quartier Sabon gari, en face du Centre de Santé Intégré (CSI).

Après la récolte, toutes les parties utilisées ont été identifiées au laboratoire de Botanique et Ecologie végétale. Les différentes parties ont été séchées à l'abri du soleil environ 25°C pendant 15 jours afin de préserver au maximum l'intégrité de leurs molécules.

Réactifs et solvants utilisés :

Le screening phytochimique a nécessité divers réactifs tels que : le méthanol 99%, l'éthanol 96°, l'acide ascorbique, l'acide gallique, le trichlorure d'aluminium, l'acide picrique, l'acide acétique, l'acide sulfurique, le chlorure mercurique, l'iodure de potassium de Merck (Allemagne), le réactif de Folin -Ciocalteu, le persulfate de potassium et l'acétate d'éthyle ont été fournis par Sigma-Aldrich (France).

Appareils :

Les absorbances ont été mesurées à l'aide d'un spectrophotomètre UV/Vis 752G. L'évaporation des extraits a été réalisée en utilisant un évaporateur rotatif modèle RE-201D.

Extraction :**Obtention des poudres :**

Les échantillons ont été broyés dans un mortier en porcelaine puis tamisés pour obtenir une poudre très fine, ce qui augmente la surface d'échange entre le solide et le solvant et qui

facilite l'extraction. Par la suite, la poudre obtenue est conservée dans un flacon opaque à l'abri de la lumière et de l'humidité.

Préparation des extraits :

A partir de la poudre, les différents extraits aqueux et éthanoliques (éthanol à 80%) sont préparés selon la méthode décrite par Chouiha [12] avec quelques modifications dans le ratio et le solvant. Pour chaque espèce étudiée, dix grammes (10 g) de la matière végétale sont introduits dans 300 mL d'une solution d'éthanol à 80% (80 mL d'éthanol pur à 96% pour 20 mL d'eau distillée). Le mélange est homogénéisé à l'aide d'un agitateur magnétique puis laissé au repos pendant 24h, ensuite filtré. Le filtrat est récupéré dans un récipient, conservé au froid et à l'abri de la lumière. Le marc est repris avec 300 mL d'éthanol à 80%. La procédure est répétée trois fois. Les filtrats hydroalcooliques de 3 jours sont récupérés dans un seul récipient. Ils constituent le macéré.

Evaporation :

Les cinq (05) macérés obtenus ont été essorés à l'aide d'un évaporateur rotatif. Le protocole utilisé pour l'évaporation est celui décrit par Mohammed [13]. Le filtrat est placé dans le ballon d'évaporation et porté à 80°C jusqu'à disparition complète du solvant. Puis le ballon est retiré, refroidi, et l'extrait sec pesé pour calculer le rendement d'extraction. Le rendement, exprimé en pourcentage par rapport au poids du matériel de départ, est déterminé par la relation suivante :

$$R = (Pc - Pv) * 100 / Q \text{ (équation 1)}$$

Avec : R : rendement (en %), Pc : poids du ballon avec le contenu (en g), Pv : poids du ballon vide (en g), Q : poids du matériel végétal de départ (en g).

Screening phytochimique :

Le criblage phytochimique a permis de mettre en évidence dans les extraits la présence ou l'absence de métabolites secondaires par des réactions colorées en tube qui sont qualitatives,

et la chromatographie sur couche mince (CCM) une méthode semi-quantitative.

Le principe des réactions colorées est basé sur les interactions des groupes chimiques avec des substances spécifiques donnant des colorations caractéristiques. Les groupes chimiques recherchés sont : les alcaloïdes, les flavonoïdes, les tanins et les glucosides cardiotoniques, les saponosides, les anthracéniques libres, les oses, et les composés réducteurs. Les révélateurs et les références utilisés sont respectivement les réactifs de Dragendorff, de Mayer et de Bouchardat, la cyanidine (test de Wilstater), le chlorure ferrique, l'indice de mousses, le chloroforme, le test de Molisch, les réactifs de Fehling [14].

Mise en évidence des alcaloïdes :

Dans 1g de poudre sont ajoutés 10 mL d'acide sulfurique à 10%, la solution obtenue est fortement agitée pendant 10 mn puis filtrée. Le filtrat ainsi obtenu est réparti dans 3 tubes à essai utilisés pour les tests de Mayer, de Dragendorff et de Bouchardat. En présence d'alcaloïdes, un précipité blanc apparaît avec le réactif de Mayer, un précipité rouge à orangé avec le réactif de Dragendorff et un flocculat brun rougeâtre avec le réactif de Bouchardat [15].

Mise en évidence des flavonoïdes : test de Wilstater (réaction à la cyanidine) :

Pour cette réaction deux tubes à essai contenant chacun 5 mL d'extrait à tester sont utilisés. Le premier sert de témoin et le deuxième pour le test. Un volume de 1 mL de HCl et 2 copeaux de magnésium sont ajoutés dans le deuxième tube. Le changement de couleur est noté après 10 min ; une coloration rouge indique la présence des flavones, une coloration rouge pourpre celle de flavonols et une coloration rouge violacée celle des flavonones. Dans le mélange sont ensuite additionnés 1mL d'eau distillée et 0,5 mL d'alcool isoamylique. Après 10 min, 2 phases apparaissent et une coloration rouge-orangée ou rouge-violacée ou encore rouge

apparaît dans le surnageant en présence de flavonoïdes [16].

Mise en évidence de polyphénols :

Deux millilitres (2 mL) de l'extrait de plantes sont transférés dans un tube à essai, ensuite 1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu et 1 mL de bicarbonate de sodium (Na_2CO_3) sont ajoutés, une coloration vert-foncée indique la présence des polyphénols.

Mise en évidence des tanins : Test au chlorure ferrique

Dans le tube contenant 5 mL d'extrait aqueux (décocté), sont ajoutées quatre gouttes de chlorure ferrique (FeCl_3) à 10%. L'apparition d'un précipité de couleur vert-noir indique la présence de tanins de type catéchol (tanin catéchique), tandis qu'une coloration bleu noirâtre dénote la présence de tanins de type pyrogallol (tanin gallique) [16].

Mise en évidence des glucosides cardiotoniques : test de Keller-Kiliani

A 2 mL d'extrait éthanolique on ajoute 1 mL de solution aqueuse de chlorure ferrique (FeCl_3) à 10% et 4 mL d'acide acétique glacial. Après une légère agitation, le mélange est additionné à 0,5 mL d'acide sulfurique (H_2SO_4) en inclinant le tube de 45°C. L'apparition d'un anneau pourpre à l'interface indique la présence de glycosides cardiotoniques.

Mise en évidence des saponosides (saponines) : test de mousse

Introduire 5 mL de chaque extrait (aqueux ou éthanolique) dans un tube à essai, agiter fortement pendant 5 mn puis laisser au repos pendant 10 mn, ensuite mesurer la hauteur de la mousse persistante.

La présence des saponines est évaluée comme suit :

- Pas de mousse = négatif (-)
- Mousse moins de 1 cm = faiblement positif (+)
- Mousse de 1 à 2 cm = positif (++)
- Mousse plus de 2 cm = très positif (+++).

Mise en évidence des composés réducteurs

Dans 5mL d'extrait de chaque plante, sont ajoutés 1ml de réactif de Fehling (0,5mL de solution A et 0,5mL de solution B, mélange extemporané). L'obtention d'un précipité rouge brique indique la présence des composés réducteurs.

Chromatographie sur couche mince (CCM)

Cette méthode repose sur la séparation des composés chimiques par migration et adsorption sur un support ou phase stationnaire, dans une phase mobile ou éluant, en fonction de leur nature, du pouvoir éluant de la phase mobile, du pouvoir adsorbant du support.

Les extraits sont analysés sur une plaque de gel de silice de 10*10cm (le support) prête à l'emploi. Ils sont déposés à 1cm du bord inférieur de la plaque à l'aide d'une micropipette, espacés de 3 cm. Les dépôts sont séchés à l'air libre.

Développement de la plaque de CCM

La plaque est ensuite placée dans une cuve à chromatographie préalablement saturée par les vapeurs de solvant de migration contre les parois internes du récipient. Le solvant de migration (ou éluant) utilisé est le système Butanol /Eau (B/E 80 :20) et le méthanol. Le solvant migre par capillarité vers le haut de la plaque (chromatographie ascendante), et lorsque le front du solvant se trouve à 1 cm du bord supérieur de la plaque, la chromatographie est arrêtée. La plaque est ensuite retirée de la cuve puis séchée à l'aide d'un séchoir à main.

Révélation du chromatogramme

La révélation se fait : soit à l'œil nu, soit par visualisation des substances ayant migrées sous lumière ultraviolette à 254 nm et à 366 nm. Les constituants apparaissent sous forme de taches fluorescentes (lumière UV) ou de taches rose-violacées qui deviennent noires après chauffage à 120°C pendant 5 min par pulvérisation de la plaque avec le réactif à la vanilline sulfurique [17].

Analyse quantitative

Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux est réalisé selon la méthode décrite par Wood et al. [18]. A un volume de 3 mL d'extrait de concentration (0,25mg/mL 0,50mg/mL 0,75mg/mL 1mg/mL) dilué au 1/20^e est ajouté 2 mL de réactifs de Folin-Ciocalteu dilué au 1/10^e. Le mélange obtenu est maintenu pendant 5 min à l'obscurité à la température ambiante (27 ± 3°C) puis 1,8 mL de solution de carbonate de sodium à 75 g/L y sont ajoutés. La solution obtenue est ensuite incubée à 50 °C pendant 30 min. La lecture de l'absorbance est réalisée au spectrophotomètre UV-visible UV/Vis 752G à une longueur d'onde de 760 nm contre un blanc constitué de 5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué au 1/10^e et de 4 mL de la solution de carbonate de sodium à 75 g/L. L'acide gallique est utilisé comme standard de référence pour l'établissement de la courbe d'étalonnage, et pour la quantification des teneurs en polyphénols totaux exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g d'extrait). Les essais sont réalisés en triple pour chaque échantillon. Les teneurs en polyphénols totaux de l'extrait hydroalcoolique sont déterminées à partir des équations de la régression linéaire des courbes d'étalonnage

$$Y = 0,6356x - 0,0476 \text{ (équation 2) } b \text{ avec } R^2 = 0,9777 \text{ (coefficient de corrélation).}$$

Dosage des flavonoïdes totaux :

La teneur en flavonoïdes totaux est déterminée selon la méthode décrite par Marinova et al., [14]. Des volumes de 0,75mL de solution de nitrite de sodium à 5% (m/v) et de 0,75mL de solution de chlorure d'aluminium à 10% (m/v) sont ajoutés à 2,5 mL de solution d'extrait à concentrations différentes (0,25mg/mL ; 0,50mg/mL, 0,75mg/mL et 1mg/mL) dilué à 1/20 (m/V). Après 5 min d'incubation, le mélange est mis en contact avec 5mL d'une solution de soude à 1 M. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde de 510 nm contre un blanc

constitué de 0,75mL de solution de nitrate de sodium à 5% (m/v), de 0,75mL de solution de chlorure d'aluminium à 10% (m/v) et de 5mL de solution de soude à 1 M. La quercétine est utilisée comme standard de référence pour l'établissement de la courbe d'étalonnage et pour la quantification des teneurs en flavonoïdes totaux exprimées en milligramme d'équivalent de quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g d'extrait). Les essais sont réalisés en triple pour chaque échantillon. Les teneurs en flavonoïdes de l'extrait hydroalcoolique et des fractions sont déterminées à partir des équations de la régression linéaire de chaque courbe d'étalonnage $Y = 0,025x - 0,0165b$ (équation 3) avec $R^2 = 0,9273$ (coefficient de corrélation).

Résultats

Résultats des extractions

Le tableau I présente les rendements. Ces derniers sont en lien avec l'échantillon. Ils

varient entre 8,2% pour ERBs et 26% pour le FAs.

Tableau I : Rendements des extractions

Matériel végétal	A. <i>senegalensis</i>		B. <i>senegalensis</i>		A. <i>africana</i>
	ER As	FAs	ER Bs	FBS	RAa
Rendement en %	21,1 %	26%	8,2 %	15,2 %	26%

ERAs : Ecorces de Racines d'*Annona senegalensis* ; FAs : Feuilles d'*Annona senegalensis* ; ERBs : Ecorces de Racines de *Boscia senegalensis* ; FBS : Feuilles de *Boscia senegalensis* ; RAa : Racine d'*Ampelocissus africana*

Tests phytochimiques

Résultats des analyses qualitatives : réactions colorées en tubes

Les résultats des tests de caractérisation ont indiqué la présence d'alkaloïdes, de tanins, de saponosides dans les différents organes des plantes étudiées. Ces résultats sont présentés dans le tableau II.

Tableau II : Résultats des réactions colorées en tubes

Métabolites	A. <i>senegalensis</i>		B. <i>senegalensis</i>		A. <i>africana</i>
	FAS	ERAS	FBS	ERBS	RAA
Alcaloïdes	+++	++	+	+	+++
Flavonoïdes	+++	+++	-	++	++
Saponines (Mousse)	+	++	+++	++	+++
Tanins	Tanin catéchique	-	+++	+++	-
	Tanin gallique	++	-	-	-
G cardiotoniques	+++	++	++	+++	+
Composés réducteurs	-	+++	-	+++	+++

+++ : Fortement positif, ++ : moyennement positif, + : faiblement positif, - : négatif

Résultats de la méthode semi-qualitative : la CCM

Les résultats de l'analyse par CCM avec le méthanol ou le butanol comme éluant sont récapitulés dans les tableaux III et IV.

Résultats des analyses quantitatives

Les extraits ont aussi été caractérisés quantitativement par spectrophotométrie afin de déterminer leurs teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes totaux. Les résultats obtenus sont exprimés en mgEqAG/g MS pour les polyphénols totaux et mgEqQ/g MS pour les flavonoïdes.

Tableau III : Résultats de l'analyse par CCM dont la phase mobile est le méthanol

Extractions	FAS	FBS	ERAS	ERBS	RAA
Caractéristiques					
<i>Extrait aqueux</i>					
<i>Nombre de spot</i>	2	1	2	2	1
<i>Rapport frontal (Rf)</i>	0,83	0,89	0,43	0,23	
	0,89		0,97	0,93	0,87
<i>Extrait éthanolique</i>					
<i>Nombre de spot</i>	3	2	2	1	1
<i>Rapport frontal (Rf)</i>	0,81	0,68	0,13	0,4	0,37
	0,87	0,87	0,5		
	0,93				

Tableau IV : Résultats d'analyse par CCM avec une phase mobile Butanol/Eau (80 :20)

Extractions	FAS	FBS	ERAS	ERBS	RAA
Caractéristiques					
<i>Extrait aqueux</i>					
<i>Nombre de spot</i>	3	1	2	2	3
<i>Rf</i>	0,57	0,92	0,57	0,28	0,52
	0,78		0,78	0,92	0,71
	0,85				0,85
<i>Extrait éthanolique</i>					
<i>Nombre de spots</i>	4	3	2	2	2
<i>Rf</i>	0,64	0,64	0,64	0,68	0,71
	0,81	0,78	0,85	0,85	0,92
	0,85	0,85			
	0,92				

Teneurs en polyphénols

Les teneurs en polyphénols totaux, exprimées en mg EAG/g sont présentées dans la figure 1.

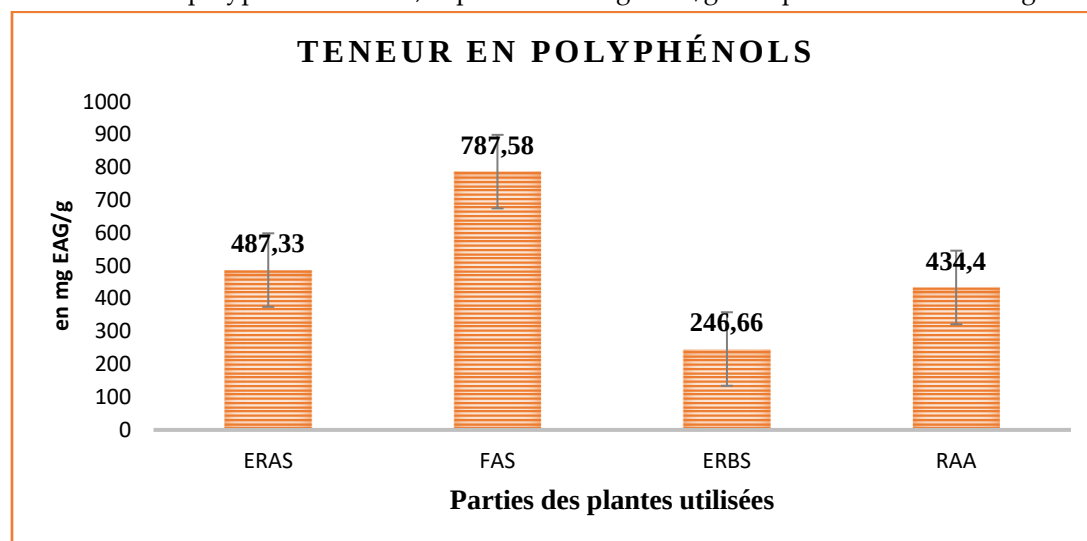


Figure 1 : Proportions de polyphénols totaux

Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ écart-type, n=4.

Teneur en flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes totaux contenus dans les extraits sont déterminées à partir de la courbe d'étalonnage de la quercétine prise comme référence et présentées dans la figure 2.

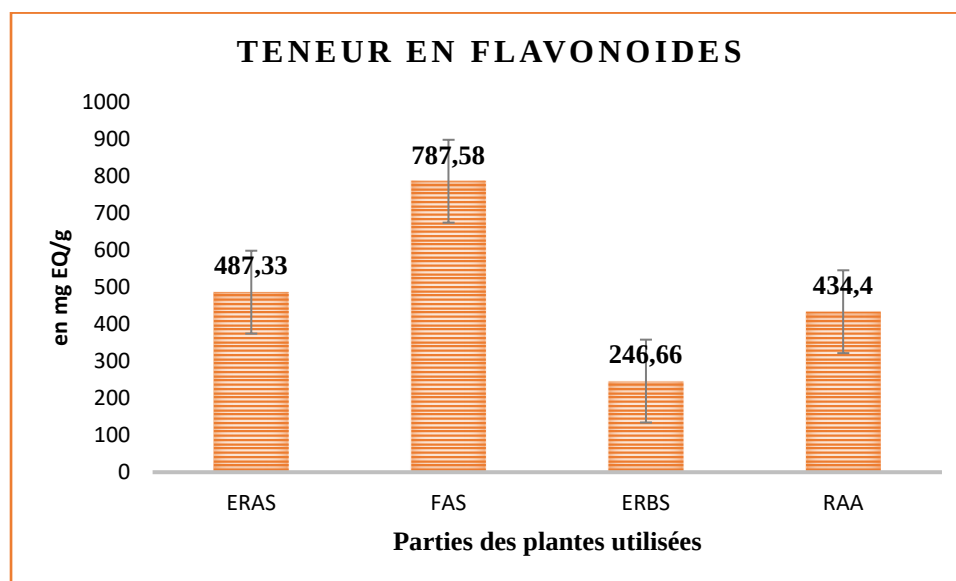


Figure 2 : Proportions de flavonoïdes

Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ écart-type, n= 4.

Discussion

Rendement d'extraction

D'après les résultats obtenus, le rendement éthanolique varie entre 8,2% à 26% avec 26% pour FAS et RAA alors qu'il est de 8,2%, 15,2% et 21,1% pour ERBS, FBS et ERAS respectivement. Le rendement d'extraction éthanolique des FAS (26%) est proche de celui obtenu par Traoré [11] au Mali avec 22.62%. Bongo et al., [18], ont obtenu en République Démocratique du Congo (RDC) un rendement d'extraction éthanolique plus bas, de 13,4% tandis que Ouattara et al., [19] ont relevé au Mali un rendement d'extraction méthanolique, aqueux et éthanolique respectivement de 24,04%, 16,26% et 07,34%.

S'agissant de l'écorce des racines d'*A. senegalensis*, le rendement d'extraction obtenu est de 21.1%. L'extraction éthanolique des feuilles de *Boscia senegalensis* a un rendement de 15.2%, proche du rendement méthanolique (19,82%) obtenu par Yolidje et al.[20] au Niger. Cependant, le rendement d'extraction en milieu aqueux (40,8%) est nettement supérieur à celui

de cette étude (15,20%). Ahonsou et al.[21] au Mali, ont obtenu un rendement éthanolique de 15,44% très proche dans une étude sur les feuilles de *Cassia siamea*.

Concernant l'écorce des racines, le rendement éthanolique obtenu est de 8,2% contrairement à celui de l'étude sur la même plante menée au Sénégal par Mbodj et al.[22] où le rendement d'extraction méthanolique est meilleur avec 19,4%. Dans cette étude, le rendement d'extraction éthanolique des racines d'*Ampelocissus africana* de 26% est nettement plus élevé que celui obtenu par Mustapha et al.[23] au Nigeria avec un rendement d'extraction d'amidon de 10,12%.

Les différences des résultats du rendement entre les plantes (et parties de plante même) étudiées, ainsi que ceux retrouvés par d'autres auteurs) sont dues à l'origine des plantes et leurs variétés, la saison de récolte, les conditions climatiques et environnementales, la localisation géographique, les différentes maladies qui peuvent affecter la plante, la maturité de la plante et la durée de

conservation, mais aussi les conditions de préparation et d'extraction de ces composés à savoir le solvant, la température et la pression.

Réactions colorées de caractérisation

Les résultats obtenus lors de la caractérisation sur les feuilles d'*Annona senegalensis* sont identiques à ceux de Ziyaev et al.[24] en Guinée portant sur la détection et l'identification de alcaloïdes. Les résultats sont également proches de ceux des travaux réalisés par Ouattara [25] au Mali qui ont mis en évidence des alcaloïdes, des flavonoïdes, des saponines ; mais on note l'absence des composés réducteurs. Les tanins catéchiques ont été mis en évidence dans les échantillons étudiés. Par contre, l'étude de Ouattara [25] a rapporté la présence de tanins galliques. Par ailleurs, d'autres études réalisées par Yeo et al.[26] en Côte d'Ivoire ont montré la présence des polyphénols des flavonoïdes, des tanins, des coumarines et l'absence des alcaloïdes dans l'extrait méthanolique des feuilles d'*Annona senegalensis*.

Les tests de caractérisation sur les extraits des feuilles de *B. senegalensis* présentent des résultats similaires à ceux obtenus par Yolidjé et al.[20] au Niger avec la détection des alcaloïdes et des saponines et l'absence des tanins.

Pour les écorces des racines de *B. senegalensis*, les résultats obtenus sont proches de ceux obtenus par l'étude menée par Mbodj et al.[22] au Sénégal concernant les alcaloïdes, les flavonoïdes et les saponines. Cependant, ils diffèrent au niveau des tanins (absence des tannins). Dans cette étude, les réactions colorées de caractérisation sur les racines d'*A. africana* ont révélé la présence des flavonoïdes, des tanins, des alcaloïdes, des composés réducteurs, et des glycosides cardiotoniques alors que l'étude menée par Traoré et al.[12] au Mali a montré avec quelques nuances l'existence des tanins, flavonoïdes, coumarines, mucilages, ose et holosides et composés à génine stéroïdique dans les feuilles d'*A. africana*.

Chromatographie sur Couche Mince (CCM)

L'extrait aqueux a montré onze (11) spots et l'extrait éthanolique treize (13) composés. En général ces chromatogrammes indiquent que l'éthanol solubilise les échantillons plus que l'eau et la phase B/E est plus appropriée car elle donne une meilleure séparation des composés.

Dosages des polyphénols et flavonoïdes :

La teneur en polyphénols est plus élevée dans l'extrait des feuilles d'*Annona senegalensis* avec une valeur de $787,58 \pm 30,84$ mg EAG/g, suivie par celle de l'écorce d'*Annona senegalensis* ($487,33$ mg EAG/g) puis celle des racines d'*Ampelocissus africana* ($434,4 \pm 92$ mg EAG/g) et enfin celle de l'écorce des racines de *Boscia senegalensis* ($246,66 \pm 14,96$ mg EAG/g). Dans cette étude, il a été constaté que la teneur en de polyphénols de l'extrait aqueux des racines d'*Ampelocissus africana* ($434,4$ mg EAG/g) est nettement supérieur à celui obtenu par Zongo et al.[27] au Burkina avec respectivement $74,25$ mg EAG/g dans l'extrait aqueux et $124,26$ mg EAG/g dans l'extrait d'acétone. Par contre, dans l'étude menée par Ouladlaid et al., [28] en Algérie sur les feuilles de *Moringa oleifera*, les taux en polyphénols enregistrés sont plutôt un peu proches avec respectivement $348,61 \pm 7,55$; $341,49 \pm 2,52$; $335,27 \pm 16,35$; $318,37 \pm 2,52$ mg EAG/g dans l'extrait méthanolique, décocté, infusé et chlorométhane. Dans une autre étude réalisée par Chaouche et al.[29] en Algérie une teneur de $27,74 \pm 0,15$ mg EAG/g MS en polyphénols a été obtenue dans l'extrait d'*Asteriscus graveolens*, suivie par celle de *Panicum turgidum* ($11,39 \pm 0,14$ mg EAG/g MS) et celle de *Pituranthos scoparius* ($9,51 \pm 0,11$ mg EAG/g MS) contrastant ainsi avec les teneurs mesurées dans cette étude. Pour les flavonoïdes totaux, les taux les plus élevés obtenus dans les extraits de l'ERAS avec $69 \pm 18,07$ mgEQ/g et des RAA avec $43,45$ mgEQ/g sont légèrement inférieurs à ceux mesurés à partir des extraits des feuilles de *Moringa oleifera* obtenus par Ouladlaid et al.[28] En Algérie avec respectivement $83,84 \pm 0,96$ et $70,27 \pm 0,14$ mg EQ/g respectivement dans les extraits décoctés

et infusés. Les calculs statistiques de teneurs en flavonoïdes de *Cassia sieberiana* réalisés par Kodjo et al.[29] au Togo sur les feuilles, les écorces et la racine montre, elles, des valeurs moins importantes avec respectivement $34,134 \pm 4,324 \text{ mgEqQ/g MS}$, $36,430 \pm 2,022$ et $37,270 \pm 2,216 \text{ mgEqQ/g MS}$. Les travaux sur les extraits de feuilles d'*Uvariadendron molundense* rapportés par Djolu et al.[30] en RDC, montrent quant à eux des valeurs similaires avec $441,7 \pm 1,10 \text{ mg EAG/g}$ pour les polyphénols totaux et $6,987 \pm 0,185 \text{ mg EQ/g}$ flavonoïdes. Cette variation en taux de polyphénols et flavonoïdes est essentiellement due aux solvants et conditions d'extraction.

Conclusion

Les tests phytochimiques réalisés sur les extraits aqueux et éthanoliques de différentes parties de ces plantes (*Annona senegalensis*, *Boscia senegalensis* et *Ampelocissus africana*) indiquent la présence de différents métabolites secondaires (saponines, alcaloïdes, tanins, glucosides cardiotoniques et composés réducteurs). Les extraits de feuilles et des écorces de racines contiennent des teneurs élevées en polyphénols et en flavonoïdes totaux. Les chromatogrammes ont révélé des spots (composés) pour les deux types d'extraits. Les résultats obtenus peuvent aider à orienter les choix d'extraction pour isoler efficacement les composés bioactifs de ces plantes.

Les différents aspects abordés dans cette étude et les résultats obtenus ouvrent de nouvelles perspectives de recherche par l'utilisation d'autres méthodes et solvants d'extraction ; la justification sur l'utilisation médicinale de ces plantes par la réalisation des études biologiques et l'évaluation des mécanismes d'actions des composés impliqués dans les activités recherchées.

Conflit d'intérêts : Les auteurs déclarent ne pas avoir de liens d'intérêts.

Remerciements

Les auteurs de cet article présentent leurs remerciements et leur sincère reconnaissance au Ministère de l'Enseignement Supérieur, de la Recherche et de l'Innovation Technologique du Niger et aux autorités rectorales de l'Université Dan Dicko Dankoulodo de Maradi (UDDM) pour avoir financé ce projet à travers le Fond d'Activité pour la Recherche Scientifique, d'Innovation et Technique (FARSIT) et le Projet de Valorisation des Plantes Médicinales dans la Région de Maradi (ProVaPlaM).

Références

1. Simmy PL, Sangare A, Leno TK, Moriba HA, Soropogui Z, Bilivogui P, et al. Pharmacopée Traditionnelle Guinéenne : Une alternative pour pallier la carence de la Médecine moderne en milieu Manons. Pharmacopée et médecine traditionnelle africaine. 2024 Jan 10 ;22(2) :12-20.
2. Jiofack T., Fokunang C., Guedje N., Kemeuze V., Fongnzossie E., Nkongmeneck BA., et al. Ethnobotanical uses of medicinal plants of two ethnoecological regions of Cameroon. International Journal of Medicine and Medical Sciences 2010, 2 (3): 60-79.
3. Roumanatou SN, Maman LI, Amadou TI, Aboubacar M, Morou M, Alassane A, et al. Evaluation in vitro de l'activité antiparasitaire d'extraits de plantes issues de la pharmacopée traditionnelle du Niger. Journal of Applied Biosciences 2015 ; 89 :8291– 8300.
4. Ziane L. étude phytochimique et évaluation biologique des extraits organiques des différentes parties de *Limonium feei* – blombaginaceae – (mlefet khadem). Thèse de doctorat. Université Abou-Bekr belkaid - Tlemcen ; 2016 ; 103p.
5. Saadou, M. Evaluation de la biodiversité biologique au Niger : éléments constitutifs de la biodiversité végétale. Conseil National de l'Environnement pour un Développement Durable SE/CNEDD, Projet NER/ 97 / G 31 / A / 1 G / 99 "Stratégie Nationale et plan d'action -Diversité Biologique" ; 1998 ; 138p.

6. Saidou AA, Mamadou AJ, Douma S. Diversité et modes d'utilisation des plantes médicinales dans la ville de Niamey. Pharmacopée et médecine traditionnelle africaine. 2024 ; 23(1) :01-12.
7. Abdoulahi MII, Yanick Kevin MD, Lauve Rachel TY, Habibou HH, Sahabi B, Abdelkader AS, et al. Antibacterial Activity of Eight Medicinal Plants from the Traditional Pharmacopoeia of Niger. J Trop Med. 2023 Jul 24 ;2023 :6120255. doi : 10.1155/2023/6120255.
8. Traoré, Y., Ouattara, K., Yéo, D., Doumbia, I. and Coulibaly, A. Recherche des activités antifongique et antibactérienne des feuilles d'Annona senegalensis Pers. (Annonaceae), Journal of Applied Biosciences 2012 ; 58 : 4234– 4242.
9. Okoli CO, Onyeto CA, Akpa BP, Ezike AC, Akah PA, Okoye TC. Neuropharmacological evaluation of Annona senegalensis leaves. African Journal of Biotechnology 2010; 9(49): 8435-8444.
10. Sy G.Y, Wélé A, Ndiaye M, et al. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire des feuilles d'Annona reticulatum (Annonaceae) sur l'œdème aigue de la patte de rat induit par la carraghénine. Pharmacopée Médecine Traditionnelle Afrique. 2015; 15: 23–5.
11. Traore B, Bah S, de Conférences M. Etude phytochimique et de l'activité antiradicalaire d'Ampelocissus grantii (Baker) Planch. (Vitaceae) utilisée dans le traitement traditionnel de la maladie hémorroïdaire au Mali. 2020 ; 98p.
12. Chouiha HAO. Contribution à l'évaluation de l'activité antioxydante des deux plantes médicinales : Thymus hirtus et Rosmarinus tournefortii. Université Ziane Achour – Djelfa ; 2018. p.90
13. Mohammedi Z, ATIK Fawzia. Pouvoir antifongique et antioxydant de l'huile essentielle de Lavandula stoechas L. Revue « Nature & Technologie ». N° 06/Janvier 2012 ; 6p.
14. Andriamasinoro NA. Purification et caractérisation des métabolites secondaires extraits de plantes de la famille des Asparagaceae et Caprifoliaceae, et évaluation de leurs activités biologiques. Université Bourgogne; 2018.
15. Mpiana PT, Mudogo V, Tshibangu DST, Ngbolua KN, Tshilanda DD, Atibu EK. Antisickling activity of anthocyanins of Jatropha curcas L. In Recent Progress in Medicinal Plants, Chemistry and Medicinal Value (volume 25), Govil JN, Singh VK (eds). Houston Studium Press. 2009 ; 83-90.
16. Marinova D, Ribarova F, Atanassova M..Total phenolics and total flavonoids in bulgarian fruits and vegetables. Journal of the University of Chemical Technology and Metallurgy, 2005; 40(3): 255-260.
17. Wood JE, Senthilmohana ST, Peskinb AV. Antioxidant activity of procyanidin-containing plant extracts at different pHs. Food Chemistry, 2002; 77(2) :155–161.
18. Bongo GN. Antisickling, Antioxidant and Antibacterial Activities of Afromomum alboviolaceum (Ridley) K. Schum, Annona senegalensis L. and Mondia whitei (Hook. f.) Skeels. Am J Lab Med. 1 oct 2017 ; 2 :52-9.
19. Ouattara O F. Traitement traditionnel des infections sexuellement transmissibles au Mali: étude de la phytochimie et des activités biologiques d'Annona senegalensis et de Stachytarpheta augustifolia. Thèse de doctorat en pharmacie Université De Bamako ; 2016 ; 96p.
20. Yolidjé I, Keita DA, Moussa I, Toumane A, Maarouhi IM, Saley K, Pirat J, Much T et Ouamba J.M. Caractérisation Phytochimique et Activité Larvicide d'extraits Bruts de Plantes Issues de la Pharmacopée Traditionnelle du Niger sur les Larves d'Anopheles gambiae S.L. 2019 ; 158p.
21. Ahonsou AY. Etude de la phytochimie et des activités biologiques des feuilles de Cassia siamea Linn&Bar (Caesalpinaceae) utilisées dans le traitement traditionnel du paludisme au TOGO. Université de Bamako. 2011 ; 89p.
22. Mbodj M. Etude in vitro de l'activité antibactérienne d'extrait des racines de Boscia senegalensis. Thèse de doctorat en pharmacie Université Cheik Anta-Diop de Dakar. 2016 ; 98p.

23. Mustapha YM, Hassan LG, Zainab Z, Adiya ISG, Aminu N, Agwamba EC. Characterization of crude starch extract of wild cassava tuber (*Ampelocissus africana*). Bayero J Pure Appl Sci. juill 2022;13(1):260-6.
24. Ziyaev R, Mamadou SS, Olimjon P, Arziqul P, Zulfiya R, Fofana S. Alcaloïdes Des Annonacées : Alcaloïdes Des Feuilles et Des Écorces De l'Annona Senegalensis. Middle European Scientific. Bulletin, volume 16 Sep 2021 ; 7p.
25. Ouattara B, Angenot L, Guissou P, Fpndu P, Dubois J, Frederich M, Jansen O, Van Heugen J-C, WAUTERS J-N, TITS M. 2004. LC/MS/NMR analysis of isomericdivanilloylquinic acids from the root bark of *Fagara zanthoxyloides* Lam. Phytochemistry, 2004; 65: 1145-1151.
26. Yeo D, Dinica R, Yapi HF, Furdui B, Praisler M, Djaman AJ, et al. Évaluation de l'activité anti-inflammatoire et screening phytochimique des feuilles d'*Annona senegalensis*. Therapies. 1 janv 2011 ; 66(1) :73-80.
27. Zongo C, Savadogo A, Ouattara L, Bassole IHN, Ouattara C T, Ouattara AS, et al. Polyphenols content, antioxidant and antimicrobial activities of *Ampelocissus grantii* (Baker) Planch. (Vitaceae): a medicinal plant from Burkina Faso. IJP - Int J Pharmacol. 2010 ;6(6) :880-7.
28. Ouladlaid F, Hadjkouider H. Criblage phytochimique et activité antioxydante et antibactérienne de différents extraits de feuilles de *Moringa oleifera* L. Université de Ghardaïa. 2018 ; 106p.
29. Haddouchi F, Chaouche TM et Halla N. Screening phytochimique, activités antioxydantes et pouvoir hémolytique de quatre plantes sahariennes d'Algérie Phytothérapie. Ethnopharmacologie. 2016; DOI:10.1007/s10298-016-1086-8
30. Kodjo Selom E, Kafui K, Oudjaniyobi S, Pakoupati B, Amegnona A et Messanvi G. Etude comparative des activités antioxydantes d'extraits éthanoliques de feuilles, d'écorces et de racines de *Cassia sieberiana*. Int. J. Biol. Chem. Sci. 2017; 11(6): 2924-2935.
31. Djolu RD, Ngbolua KN, Iteku JB, Masengo CA, Tshilanda DD, Mpiana PT. Profil phytochimique, pharmaco-biologique et cytotoxique des feuilles d'*Uvariadendron molundense* (Annonaceae). Rev. Mar. Sci. Agron. Vét. 11(2) (Juin 2023) 224-235.