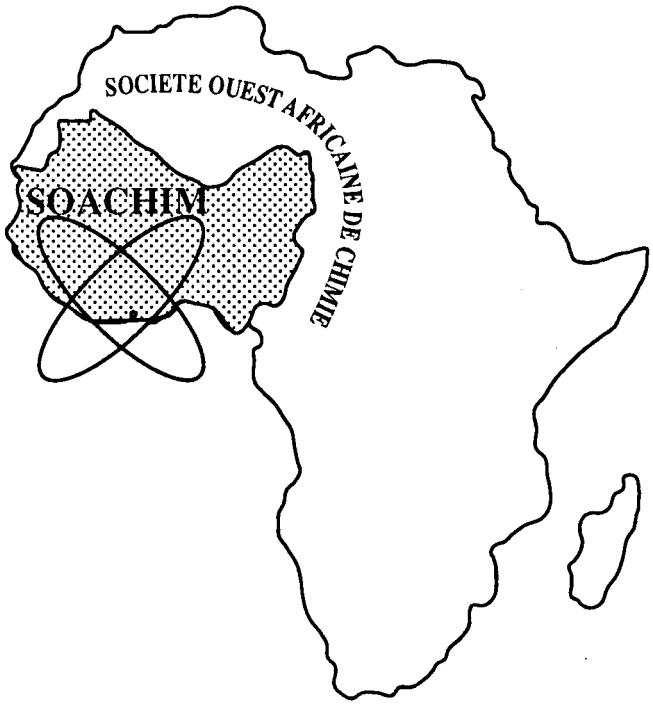
Etude phytochimique, activités antiradicalaire, antibactérienne et antifongique d'extraits de Sebastiania chamaelea (L.) Müll.Arg

Roumanatou Sadou Mamadou[1], Idrissa Moussa[1], Philippe Sessou[2], Boniface Yehouenou[2], Pascal D.C. Agbangnan[2], Amadou T. Illagouma[1], Alassane Abdoulaye[1], Dominique C.K. Sohounhloué[2], Khalid Ikhiri[1]

Journal de la Société Ouest-Africaine de Chimie

J. Soc. Ouest-Afr. Chim.(2014), 037 : 10- 17

19ème Année, Juin 2014



ISSN 0796-6687

Code Chemical Abstracts : JSOCF2

Cote INIST (CNRS France) : <27680>

Site Web: http://www.soachim.org

Etude phytochimique, activités antiradicalaire, antibactérienne et antifongique d'extraits de *Sebastiania chamaelea* (L.) Müll.Arg

Roumanatou Sadou Mamadou[1*], Idrissa Moussa[1], Philippe Sessou[2], Boniface Yehouenou[2], Pascal D.C. Agbangnan[2], Amadou Tidjani Illagouma[1], Alassane Abdoulaye[1], Dominique C.K. Sohounhloué[2], Khalid Ikhiri[1]

[1]Laboratoire de Chimie des Substances Naturelles, Faculté des Sciences et Techniques, Université Abdou Moumouni, BP 10662 Niamey, République du Niger
[2]Laboratoire d'Etude et de Recherche en Chimie Appliquée, Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi, Université d'Abomey-Calavi (LERCA/EPAC/UAC). 01 BP 2009 Cotonou, République du Bénin.

(Reçu le 07/02/2014 – Accepté après corrections le 11 /08/2014)

Résumé : *Sebastiania chamaelea* (L.) Müll.Arg est une herbacée de la famille des Euphorbiacées, dont le screening phytochimique a révélé la présence de tanins, de polyphénols, de flavonoïdes, de triterpènes, de stéroïdes et des traces de composés quinoniques. Le dosage des composés polyphénoliques a montré une abondance en acides-phénols dans l'extrait aqueux et en flavonoïdes dans l'extrait éthanolique des parties aériennes de la plante. Ces extraits ont été testés pour leur activité antiradicalaire, antibactérienne sur *Staphylococcus aureus* ATCC25923 et *Escherichia coli* ATCC25922 et antifongique sur *Candida albicans* ATCC10231. L'extrait éthanolique de la plante a manifesté d'une part, une activité antiradicalaire (IC_{50}=7,5µg/ml) deux fois supérieure à celle de l'extrait aqueux (IC_{50}=15µg/ml) et d'autre part, la meilleure activité antimicrobienne sur *S. aureus*, avec un diamètre d'inhibition de croissance bactérienne de 14,00 ± 1,70mm, une CMI de 3,12mg/ml et une CMB de 12,50mg/ml. Les résultats obtenus peuvent justifier l'utilisation traditionnelle de *S. chamaelea* dans le traitement de certaines maladies d'origine bactérienne.

Mots-clés : *Sebastiania chamaelea*, activité antibactérienne, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Candida albicans*, activité antiradicalaire.

Phytochemical study, antioxidant, antibacterial and antifungal activities of *Sebastiania chamaelea* extracts (L.) Müll.Arg

Abstract: *Sebastiania chamaelea* (L.), Müll.Arg is a shrub from the Euphorbiaceae family, which phytochemical screening revealed the presence of tannins, polyphenols, flavonoids, triterpenes, steroids and signs of quinones compounds. Polyphenolics' compounds dosage showed an abundance of phenolic acids in the plant's aqueous extract and flavonoids in the ethanol extract of its areal parts. These extracts were tested for their antioxidant activity, antibacterial activity on *Staphylococcus aureus* ATCC25923 and *Escherichia coli* ATCC25922, and antifungal activity on *Candida albicans* ATCC10231. The ethanolic extract showed the best results, with an antioxidant activity (IC_{50}=7,5µg/ml) twice higher than the aquaeous extract's one (IC_{50}=15µg/ml). Furthermore, it showed the best antimicrobial activity on *S. aureus* with an inhibition of bacterial growth of 14,00 ± 1,70mm, an MIC of 3,12mg/ml and an MBC of 12,50mg/ml. These results can justify traditional uses of *S. chamaelea* in the treatment of certain bacterial diseases.

Keywords: *Sebastiania chamaelea*, antibacterial activity, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Candida albicans*, antioxidant activity.

[*] Auteur de Correspondance : R Sadou Mamadou ; ***E-mail : r.sadou@gmail.com***

1. Introduction

Depuis toujours, les populations humaines utilisent les éléments de leur environnement, en particulier les plantes, pour se soigner. De nos jours encore et malgré les progrès spectaculaires accomplis dans les domaines scientifiques, une bonne partie de la population mondiale, jusqu'à 80% dans les pays en voie de développement, a recours aux plantes pour se soigner [1].

Partant de ce constat et dans le souci d'apporter des solutions concrètes et locales aux multiples problèmes de santé publique qui se posent dans ces pays, il est capital d'orienter la recherche sur la valorisation des remèdes traditionnels. La vérification de l'efficacité thérapeutique, la précision de la posologie, l'étude de toxicité, la formulation galénique à coût réduit sont autant de paramètres à prendre en compte, afin de garantir une utilisation contrôlée et sans risque de ces remèdes. Dans le même temps, ces investigations couplées à un fractionnement bioguidé pourraient conduire à la découverte de nouveaux principes actifs. Parmi les nombreuses plantes encore peu étudiées qui peuplent la riche flore africaine, réservoir inestimable de molécules bioactives, figure *Sebastiania chamaeleae* (L.) Müll.Arg. Cette herbacée de la famille des Euphorbiacées pousse sur sol sableux, dans la savane et la forêt galerie [2, 3]. Au Niger, la plante est relativement peu connue, seuls quelques tradithérapeutes du centre-sud du pays l'utilisent en décoction pour traiter le paludisme [4]. Au Bénin la décoction des tiges feuillées est prise en bain pour soulager les poussées dentaires des nourrissons [2]. Enfin en Inde, cette décoction prise avec du « ghee » (beurre) est considérée comme tonique et est appliquée sur la tête pour le traitement des vertiges ; la sève de la plante est astringente et est prise pour traiter la syphilis et la diarrhée [5, 3]. Plusieurs travaux scientifiques ont révélé diverses activités biologiques intéressantes du genre *Sebastiania*. L'extrait chloroformique de *S. chamaelea* a montré une activité antihelminthique élevée sur *Pheretima Posthuma*, comparable à celle de l'antiparasitaire de référence, l'albendazole (25mg/ml) [6]. L'extrait méthanolique de la racine de *S. shottiana* possède des propriétés analgésiques [7]. Les extraits aqueux de *S. braziliensis* et *S. klotzschiana* ont montré une activité antivrale sur le virus Herpes simplex (HSV-1), avec une dose efficace 50 comprise entre 39 et 169 µg/ml [8]. Ces mêmes espèces ont montré des activités antifongique et antibactérienne sur *Mucor sp*., *Micrococcus luteus* (Gram+) et *Staphylococcus aureus* (Gram+) [9]. Enfin, l'extrait hydro-alcoolique (50%) de *S. commersoniana* a montré une activité antifongique sur trois dermatophytes : *Microsporum gypseum*, *Trichophyton mentagrophytes* et *Trichophyton rubrum* [10]. Par ailleurs, le fractionnement bioguidé de l'extrait hydroalcoolique de *S. braziliensis* a permis d'isoler deux composés antimicrobiens : le gallate de méthyle et l'acide protocatéchique, parmi d'autres composés présents (Quercétine, Kaempférol, Quercétrine et acide gallique), [9].

De même, le fractionnement bioguidé de l'extrait hydroalcoolique de *S. commersoniana* a mis en évidence la présence de quatre flavonoïdes (la Quercétine, le Kaempférol, l'Isorhamnétine et l'Isoquercétine), quatre acides phénols (le gallate de méthyle, l'acide gallique, l'acide syringique et l'acide caféique) et d'une coumarine, la scopolétine [10]. Chez *Sebastiania chamaelea*, une quinzaine d'acides-phénols parmi lesquels : l'acide caféique, l'acide mellitique, l'esculétine, l'acide p-hydroxybenzoïque, la coumarine, l'acide cinnamique, l'acide salicylique et la scopolétine et cinq flavonoïdes (la Myricétine, la Quercétine, le Kaempférol, la Lutéoline et l'Apigénine) ont été mis en évidence [7]. Il est bien connu que les composés polyphénoliques, en particulier les acides-phénols et les flavonoïdes, sont doués de nombreuses propriétés biologiques et notamment de propriétés antioxydante, antiinflammatoire, antiparasitaire, antibactérienne, antifongique et antivirale [11-15].

La présente étude a pour objectif d'évaluer le potentiel antiradicalaire et antimicrobien des extraits aqueux et éthanolique de *Sebastiania chamaeleae* et d'apprécier le lien entre ces propriétés et les teneurs en composés polyphénoliques de ses extraits.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel végétal

Les parties aériennes de *S. chamaelea*, ont été récoltées dans le Jardin Botanique de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université Abdou Moumouni de Niamey, entre les mois d'Août et de Novembre 2011. Après identification systématique par le Professeur Mahamane Saadou du Département de Biologie et dépôt d'un échantillon à l'herbier de la Faculté, le matériel végétal restant a été séché à l'air libre à l'abri du soleil, puis réduit en poudre.

2.2. Screening phytochimique

Les grandes familles de métabolites secondaires ont été recherchées dans la plante suivant les méthodes classiques de caractérisation. Les tanins et polyphénols ont été identifiés par le test au $FeCl_3$ et

le réactif de Stiasny ; les flavonoïdes par la réaction à la cyanidine ; les saponosides par le test de mousse ; les quinones par le test de Bornträger ; les triterpènes et stéroïdes par le test de Liebermann-Burchard et enfin les alcaloïdes par les tests de Mayer et Dragendorf [16, 17].

2.3. Préparation des extraits aqueux et éthanolique

50g de poudre de la plante ont été extraits avec 500 ml d'éthanol à 95° durant 24 heures sous agitation. L'opération a été répétée deux fois sur le résidu d'extraction dans 300 ml d'éthanol à 95°. Les filtrats ont été regroupés et évaporés à sec sous vide. Pour l'extrait aqueux, 50g de poudre ont été portés à ébullition dans 500ml d'eau distillée, pendant 30 minutes. Le décocté ainsi réalisé a été filtré à chaud, refroidi, congelé et lyophilisé. Après pesée et calcul de rendement, les deux extraits ont été conservés à -20°C jusqu'à utilisation.

2.4. Dosage des composés polyphénoliques

Le dosage des composés polyphénoliques a été réalisé pour chacun des deux extraits. La teneur en polyphénols totaux a été déterminée par la méthode de Folin-Ciocalteu [18], les flavonoïdes totaux au $AlCl_3$ [19, 20], les tanins condensés par la réaction à la vanilline sulfurique [21] et les anthocyanes au bisulfite de sodium [19, 22]. La teneur en polyphénols totaux a été exprimée en µg d'équivalent acide gallique/mg d'extrait (µgEAG/mg d'extrait), la teneur en flavonoïdes totaux en µg d'équivalent quercétine/mg d'extrait (µg EQ/mg d'extrait), les tanins condensés en µg d'équivalent catéchine/mg d'extrait (µgEC/mg d'extrait) et les anthocyanes en µg d'équivalents malvidine/mg d'extrait (µg EM/mg d'extrait).

2.5. Test d'activité antiradicalaire par inhibition du 2,2-diphénylpicrylhydrazyle (DPPH)

Ce test a été réalisé suivant la méthode de piégeage des radicaux libres $DPPH^{\cdot}$ [19, 23]. Dix (10) concentrations de chaque extrait ont été préparées dans le solvant approprié (eau distillée et éthanol). 200 µl de chacune des solutions d'extrait (solvant seul pour le blanc) ont été mélangées à 3800 µl d'une solution de DPPH (Sigma-Aldrich) à 100 µM et placés à l'obscurité. La cinétique de la réaction a été suivie durant 2h, avec mesure de l'absorbance au spectrophotomètre à 517nm toutes les 15 minutes. Le taux de piégeage des radicaux $DPPH^{\cdot}$ a été calculé suivant l'équation :

Taux de piégeage des $DPPH^{\cdot}$ (%) = (Absorbance témoin – Abs extrait)/Abs témoin x 100

Le temps d'équilibre de la réaction pour chacun des extraits et leur concentration d'extrait inhibant 50% des radicaux $DPPH^{\cdot}$ (CI_{50}) ont été déterminés. L'acide gallique (Sigma-Aldrich) a été utilisé comme standard de référence.

2.6. Test d'activité antimicrobienne

Les tests d'activité antibactérienne ont été réalisés sur *Staphylococcus aureus* ATCC25923 pour les bactéries Gram+ et *Escherichia coli* ATCC25922 pour les bactéries Gram- ; le test d'activité antifongique a été réalisé sur *Candida albicans* ATCC10231. Ces souches de référence ont été fournies par le Laboratoire National du Ministère de la Santé Publique du Benin.

2.6.1. Méthode de diffusion par disque

L'évaluation de l'activité antimicrobienne des différents extraits a été préalablement réalisée par la méthode de diffusion par disque sur le milieu gélosé Muller-Hinton Agar [24, 25] afin d'identifier les extraits actifs sur lesquels seront menées les études ultérieures. Les solutions à tester ont été préparées à la concentration de 100 mg/ml avec de l'eau distillée stérile pour l'extrait aqueux et un mélange éthanol/eau (4/6) pour l'extrait éthanolique. Les suspensions microbiennes en phase exponentielle de croissance (0,5 sur l'échelle de McFarland, soit environ $1,5.10^6$ cellules/ml) ont été ensemencées sur de la gélose MHA stérile. Des disques imprégnés de 25µl d'extrait (2,5mg), de 25 µL de solvant pour les témoins négatifs et le disque d'antibiotique de référence, en l'occurrence la gentamycine (30µg/disque) comme témoin positif pour *E. coli*, la vancomycine (5µg/disque) pour *S. aureus* et le fluconazole (25µg/disque) pour *C. albicans* ont été déposés sur la gélose MHA préalablement ensemencée. Après une pré-diffusion de 30 min à température ambiante, les boîtes de Pétri ont été incubées 18 à 24 heures à 37°C. Les diamètres des zones d'inhibition de croissance microbienne ont été mesurés, les moyennes calculées (l'opération est réalisée en triplicata) et les écart-types déterminés. Les extraits ayant présenté un diamètre d'inhibition supérieur ou égal à 12 mm (disque compris 6mm) [26], ont été retenus pour la détermination de la CMI, CMB et CMF.

2.6.2. Détermination de la Concentration Minimale d'Inhibition (CMI) et de la Concentration Minimale Bactéricide (CMB)

La détermination de la CMI et de la CMB a été réalisée suivant la méthode de microdilution en bouillon de culture utilisant les microplaques de 96 puits [27-29, 25]. A partir d'une solution-mère d'extrait

à 400 mg/ml, une dilution successive de raison 2 (100 à 0,39 mg/ml) est réalisée puits par puits avec du Mueller-Hinton Broth et un bouillon de suspension microbienne à $1,5.10^{-6}$ cellules/ml. La solution d'extrait diluée dans du MHB seul est pris comme témoin négatif et comme témoin positif, la suspension microbienne avec du MHB seul.

Les microplaques ainsi ensemencées, sont recouvertes de parafilm et incubées 24h à 37°C. Le jour d'après, le puits correspondant à la plus petite concentration d'extrait pour laquelle on n'observe pas de turbidité est pris comme étant la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI) de l'extrait sur la souche testée.

A partir de la CMI, les puits n'ayant montré aucune croissance microbienne visible à l'œil nu sont ré-isolés sur de la gélose Muller-Hinton Agar. L'incubation est faite à 37°C pendant 24h. La plus faible concentration pour laquelle on n'observe aucune colonie microbienne (99,99% de destruction) est la Concentration Minimale Bactéricide (ou Fongicide) CMB, (CMF), de l'extrait sur la souche testée.

Le pouvoir antibiotique de la souche est déterminé en faisant le rapport CMB/CMI ; lorsque ce rapport est inférieur ou égal à 4, l'extrait est qualifiée de bactéricide et dans le cas où le rapport est supérieur à 4, l'extrait est dit bactériostatique [30].

2.6.3. Analyse statistique

Les résultats d'analyses microbiologiques obtenus de trois essais indépendants, ont été traités grâce au logiciel Excel et Statistica version 6 [31] pour la comparaison des moyennes. Le niveau de signification retenu est de 5% ($p < 0,05$).

3. Résultats et discussion

3.1. Screening phytochimique et extraction

Le screening phytochimique des parties aériennes de la plante (**Tableau I**) a révélé une forte présence de tanins, de polyphénols, de triterpènes, de stéroïdes, de flavonoïdes et des traces de quinones. Nos résultats sont conformes à ceux de Shanthee Sree *et al*., 2010 et 2012 [6, 7], qui ont décelé en plus de ces métabolites, la présence de saponosides et d'alcaloïdes.

Pour ce qui est des rendements d'extraction, l'éthanol à 95° a donné le meilleur rendement soit 25% contre 19% pour l'extrait aqueux lyophilisé.

3.2. Dosage des composés polyphénoliques

L'extrait éthanolique est légèrement plus riche en composés polyphénoliques que l'extrait aqueux. Cela est conforme aux résultats de Mohsen *et al*., 2009 et Agbangnan *et al.*, 2012, [32, 19] qui ont montré que l'éthanol extrait plus de polyphénols que le méthanol et l'eau. Les polyphénols contenus dans l'extrait éthanolique sont surtout de type flavonoïdique (216,1µg EC/mg d'extrait pour les flavonoïdes totaux, contre 257,3µgEAG/mg d'extrait pour l'ensemble des polyphénols). En revanche dans le cas de l'extrait aqueux, il semble y avoir autant de flavonoïdes que d'acides-phénols et phénols simples avec 114,5µg EC/mg d'extrait pour les flavonoïdes contre 249µg EAG/mg d'extrait pour les polyphénols totaux, sachant que les anthocyanes (12,3µg EM/mg d'extrait) et les tanins condensés (3µg EC/mg d'extrait) sont présents en faibles quantités. Ainsi, l'extrait éthanolique est plus riche en flavonoïdes que l'extrait aqueux et ce dernier serait plus riche en acides-phénols et phénols simples.

3.3. Activité antiradicalaire

L'activité antiradicalaire de nos extraits a été évaluée par la méthode au DPPH et le pourcentage de radicaux DPPH piégés a été exprimé en fonction de la concentration d'extrait (Figure 2 et 3).

L'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique (Figure 3 : IC_{50} = 7,5 µg/ml) est deux fois supérieure à celle de l'extrait aqueux (Figure 2 : IC_{50} = 15 µg/ml), mais reste faible comparée à celle du standard, l'acide gallique, pour lequel nous avons trouvé une IC_{50} = 0,32µg/ml, avec un temps d'équilibre de 15 min.

La meilleure activité de l'extrait éthanolique, peut s'expliquer par sa forte teneur en composés polyphénoliques [19, 33, 34] et notamment sa richesse en flavonoïdes, connus pour leur propriétés antioxydantes [13, 14]. Les flavonoïdes isolés chez la plante [7] sont tous des flavones et flavonols (Myricétine, Quercétine, Kaempférol, Lutéoline et Apigénine) qui, avec les catéchines, sont les meilleurs composés antiradicalaires parmi les flavonoïdes [13]. Par contre, nous constatons que le temps d'équilibre de l'extrait aqueux (75 min) est plus court que celui de l'extrait éthanolique (120 min). Vu que les flavonoïdes et les anthocyanes sont connus pour leur activité antiradicalaire lente, car basée sur la libération d'électrons, nous pouvons attribuer le temps d'équilibre plus long de l'extrait éthanolique à sa richesse en ces deux familles de composés phénoliques. De même, le temps d'équilibre relativement court de l'extrait aqueux serait lié à sa richesse en acides-phénols, classe de composés reconnue pour avoir une activité antiradicalaire rapide car basée sur la libération d'atomes d'hydrogène [19, 35].

Tableau I : Métabolites secondaires identifiés dans les parties aériennes de *S. chamaelea*

Principales familles de métabolites secondaires	Tanins galliques	Tanins catéchiques	Flavonoïdes	Saponosides	Quinones	Triterpènes et stéroïdes	Alcaloïdes (Dragendorf)	Alcaloïdes (Mayer)
Sebastiania chamaelea	+++	+	++	-	+/-	+++	+/-	-

+ à +++: présence à abondance; +/-: Traces; -: absence

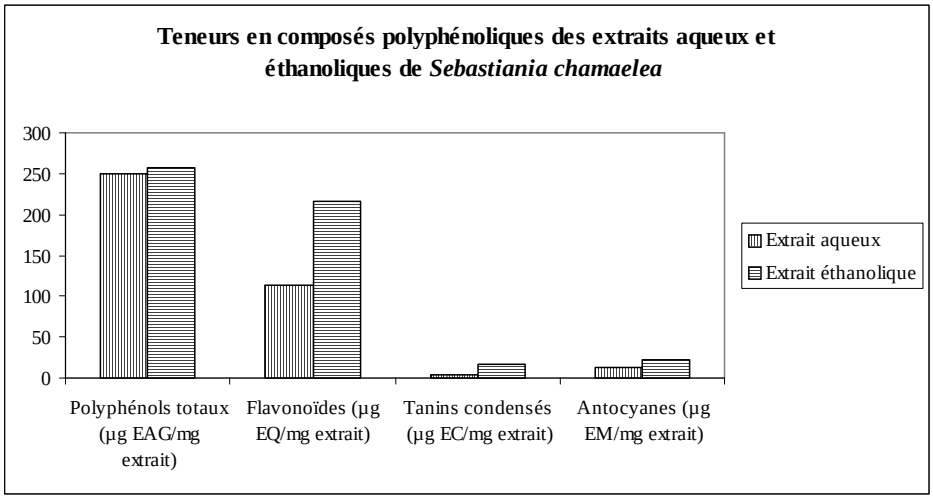


Figure 1 : Teneurs en composés polyphénoliques des extraits aqueux et éthanolique de *S. chamaelea*

Tableau II: Teneurs en composés polyphénoliques des extraits aqueux et éthanolique de *S. chamaelea*

Teneurs	Extrait aqueux	Extrait éthanolique
Polyphénols totaux (µg Equivalent Acide Gallique/mg d'extrait)	249	257,3
Flavonoïdes (µg Equivalent Quercétine/mg d'extrait)	114,5	216,1
Tanins condensés (µg Equivalent Catéchine/mg d'extrait)	3	17,7
Antocyanes (µg Equivalent Malvidine/mg d'extrait)	12,3	21,5

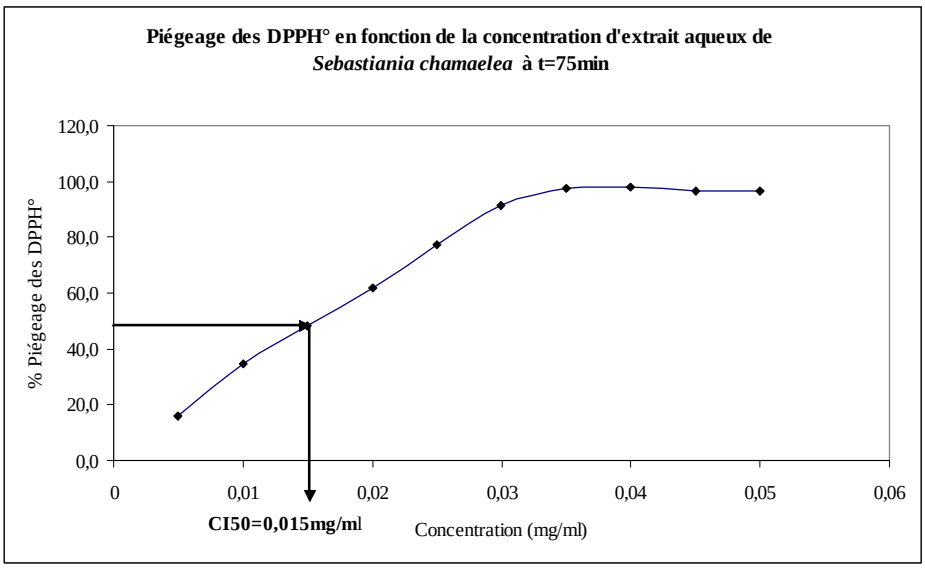


Figure 2: Inhibition des radicaux DPPH en fonction de la concentration d'extrait aqueux de *S. chamaelea* au temps d'équilibre 75min

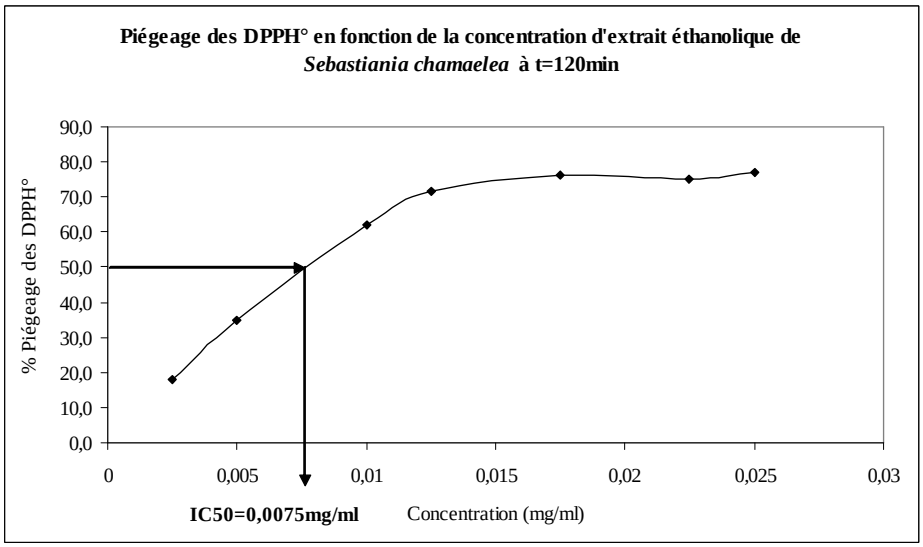


Figure 3 : Inhibition des radicaux DPPH en fonction de la concentration d'extrait éthanolique de *S. chamaelea* au temps d'équilibre 120min

3.4. Activité antimicrobienne

3.4.1. Diffusion par disque

Le test de diffusion par disque (**Tableau III**) a montré que globalement, l'extrait éthanolique est plus actif sur les souches étudiées que l'extrait aqueux.

En effet, ce dernier n'a aucun effet sur les souches bactériennes (pas d'inhibition) à la concentration testée (2,5mg/disque), cependant *C. albicans* a manifesté une faible sensibilité (8,33 ± 0,58 mm).

S. aureus en revanche, a montré une sensibilité très significative (14 ± 1,7mm) vis-à-vis de l'extrait éthanolique, il a donc été retenu pour le test de microdilution en bouillon de culture afin d'en déterminer les CMI et CMB. *E. coli* et *C. albicans* par contre n'ont manifesté qu'une sensibilité faible à modérée à l'égard du même extrait (9,3 ± 1,5 mm et 11,33 ±0,58 mm respectivement). La différence de sensibilité observée entre les deux souches bactériennes vis-à-vis du même extrait, peut s'expliquer par le fait que la paroi des bactéries Gram- contient une couche lipidique les rendant moins perméables et donc plus résistantes que les bactéries Gram+ qui en sont dépourvues [36].

L'étude menée par Shanthee Sree *et al.*, 2010 [7], a montré une activité inhibitrice dose-dépendante de l'extrait méthanolique de *Sebastiania chamaelea* sur *E. coli* et *S. aureus*, avec un diamètre d'inhibition de 17,3 ± 0,94 mm et 16,6 ± 0,94 mm respectivement à 5mg extrait/disque. A 2,5mg d'extrait éthanolique/disque, nous avons obtenu 9,3 ± 1,5 mm et 14 ± 1,7mm respectivement. Nous pourrions donc nous attendre à un même comportement de la part de l'extrait éthanolique et même à obtenir de meilleurs résultats. Ici encore, la richesse en flavonoïdes de cet extrait peut expliquer sa meilleure activité antibactérienne, en effet ce type de composés polyphénoliques est réputé posséder des propriétés antimicrobiennes [11-14]. Les extrais hydroalcooliques de *S. klotzschiana*, *S. braziliensis* et *S. commersoniana* ont également manifesté une activité antimicrobienne. Le fractionnement bioguidé des deux derniers a montré que des composés polyphénoliques en étaient responsables [9, 10]. Le fractionnement bioguidé de l'extrait éthanolique de *S. sebastiania* pourrait permettre d'identifier avec précision les composés responsables de l'activité antimicrobienne. Il apparaît cependant qu'elle serait due à l'action commune, peut-être synergique, de l'ensemble de ces composés [9].

Tableau III : Diamètres des zones d'inhibition de croissance microbienne

Extraits		Moyennes du diamètre des zones d'inhibition (diamètre du disque compris 6mm) en mm		
		E. coli	*S. aureus*	*C. albicans*
Sebastiania chamaelea	Aqueux	0,00c	0,00c	8,33 ± 0,58c
	Ethanolique	9,30 ± 1,50b	14,00 ± 1,70b	11,33 ± 0,58b
Vancomycine			18,30 ± 1,50a	
Gentamycine		18,00 ± 0,00a		
Fluconazole				17,33 ± 2,08a
Eau stérile		0,00c	0,00c	0,00d
Ethanol/Eau (4/6)		0,00c	0,00c	0,00d

Les valeurs sont des moyennes de trois répétitions ± déviation standard. Ces valeurs d'une même colonne suivie de différentes lettres sont significativement différentes au seuil de 5%.

3.4.2. Microdilution en bouillon de culture

L'extrait éthanolique a une CMI égale à 3,125mg/ml et une CMB de 12,5mg/ml sur *S. aureus*. Les résultats du précédant test sont ainsi confirmés, cet extrait est bactériostatique à la concentration de 3,125 mg/ml et bactéricide à 12,5mg/ml, ce qui lui confère un pouvoir antibiotique (CMB/CMI≤4).

4. Conclusion

Les présents travaux ont mis en évidence la richesse de *Sebastiania chamaelea* en composés polyphénoliques, notamment en flavonoïdes, très probablement responsables de la meilleure activité antibactérienne de son extrait éthanolique contre *S. aureus*. Ces résultats peuvent justifier l'emploi traditionnel de la plante dans le traitement de certaines maladies d'origine bactérienne. D'autre part, il apparaît que cette plante détient un potentiel antiradicalaire significatif, bien que faible comparé à l'acide gallique.

Remerciements

Les auteurs remercient :

Le professeur Félicien Avlessi, Directeur de l'Ecole Polytechnique d'Abomey-Calavi pour l'accueil à EPAC/UAC, Benin.

El Hadj Aboubacar Sallatah Mouhamadamine (Agence de pèlerinage Al Ruqman Khamis, Niamey, Niger) pour son appui financier.

Bibliographie

Médecine traditionnelle. Aide-mémoire N°13. World Health Organization (2013). http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs134/fr/

[1] Adjanohoun, E.J., Adjakidjè, V., Ahyi, M.R.A., Aké Assi, L., Akoègninou, A., d'Almeida, J., Apovo, F., Boukef, K., Chadare, M., Cusset, G., Dramane, K., Eyme, J., Gassita, J.N., Gbaguidi, N., Goudote, E., Guinko, S., Houngnon, P., Lo, I., Keita, A., Kiniffo, H.V., Kone-Bamba, D., Musampa Nseyya, A., Saadou, M., Sodogandji, T., De Souza, S., Tchabi, A., Zinsou Dossa, C. & Zohoun, T., Agence de Coopération Culturelle et Technique (1989) Paris, France.

[2] Schmelzer, G.H., PROTA (Plant Resources of Tropical Africa / Ressources végétales de l'Afrique tropicale), (2007) Wageningen, Pays Bas. http://database.prota.org/recherche.htm.

[3] Abdoulaye A., Moussa I., Ousmane A., Ikhiri K. Département de Chimie, FAST/UAM (2009) Niger.

[4] Thammanna and and Narayana Rao. Tirumala Tirupati Devasthanams Press (1990) Tirupati.

[5] Shanthi Sree KS, Yasodamma N., Cheruku A. Journal of Pharmacy Research (2012) 5(5): 2810-2813.

[6] Shanthi Sree KS, Yasodamma N and Paramageetham CH. The bioscan (2010) 5(1): 173-175.

[7] Kott, V., Barbini, L., Cruan˜ es, M., Mun˜ oz, J., de D. Vivot, E., Cruan˜ es, J., Martino, V., Ferraro, G., Cavallaro, L., Campos, R., Journal of Ethnopharmacology (1999) 64: 79–84.

[8] Penna C, Marino S, Vivot E, Crua~nes MC, Mu~noz J de D, Crua~nes J, Ferraro G, Gutkind G, Martino V., J Ethnopharmacol (2001) 77: 37–40.

[9] Hnatyszyn O., Juarcz S., Ourina A., Martino V., Zacchino S. and Ferraro G., Pharmaceutical Biology formerly Internat. J. Pharmacognosy (2007) 45(5): 404-406(3).

[10] Askun T., Tumen G., Satil F., Ates M., Food Chemistry (2009) 116:289-294.

[11] Shan B., Cai YZ., Brooks JD., Corke H., International J. Food Microbiology (2007) 117: 112-119.

[12] Nijveldt R.J, Nood EV, Van Hoorn DEC, Boelens PG, van Norren K, and van Leeuwen PAM., Am J Clin Nutr (2000) 74 (4): 418-25.

[13] Raj Narayana K., Reddy M. S., Chaluvadi M. R., Krishina D.R., Indian. J. of pharmaco. (2001) 33: 2-16.

[14] Middleton EJ., Adv Exp Med Biol (1998) 439:175–82.

[15] Bruneton J. Pharmacognosie: Phytochimie, plantes médicinales. Technique & documentation Lavoisier Ed 1999.

[16] Evans WC. Pharmacognosy. Saunders Elsevier 2002.

[17] Wong C.C., Li H.B., Cheng, K.W., Chen, F., Food Chem. (2006) 97: 705-711.

[18] Agbangnan P.D.C., Tachon C., Bonin H, Chrostowka A., Fouquet E., Sohounhloue D.C.K., Scientific Study & Research (2012) Vol. 13(2): 121-135.

[19] Bahorun, T., Grinier, B., Trotin, F., Brunet, G., Pin, T., Luncky, M., Vasseur, J., Cazin, M Cazin, C. and Pinkas, M., Arzneimittel-Forsching (1996) 46(11): 1086-1089.

[20] Xu B.J., Chang. S.K.C., Journal of Food Science (2007) 72(2): 160-161.

[21] Ribéreau-Gayon P. et Stonestreet., E. Bull. Soc. Chim. (1965) 9: 2649-2652.

[22] Brand-Williams, W.; Cuvelier, M.; Berset, C., LWT-Food Sci. Technol. (1995) 28: 25–30.

[23] Rajeh M.A.B., Zuraini Z., Sasidharan S., Latha L.Y., Amutha S., Molecules (2010) 15 : 6008-6018.

[24] Performance Standards for Antimicrobial Disk Susceptibility Tests; Approved Standard: M2-A7. National Committee for Clinical Laboratory Standards, NCCLS (2003), Wayne, PA, USA.

[25] Fei Lv., Hao L. Qipeng Y, Chunfang L., Food Research International (2011) 44 : 3057–3064.

[26] Alshawsh M.A., Abdulla M.A, Ismail S., Amin Z.A., Qader S.W, Hadi H.A, Harmal N.S., Molecules (2012) 17: 5385-5395.

[27] Yehouenou B., Wotto D.V., Bankolé H., Sessou P., Noudogbessi J.P., Sohounhloue D.C.K., Scientific Study and Research (2010) 11 (3): 343 – 351.

[28] Yehouenou B., Ahoussi E., Sessou P., Alitonou G.A., Toukourou F., Sohounhloue D.C.K., African Journal of Microbiology Research (2012) 6(26):5496-5505.
[29] Kpadonou KBGH, Yayi LE, Kpoviessi DSS, Gbaguidi F, Yèhouénou B, Quetin-Leclercq J, Figueredo G, Moudachirou M, Accrombessi GC., LEACH. Chem. Biodiversity (2012) 9: 139-150.
[30] Statistica 6.0, StatSoft. Inc. 2010 Tulsa.
[31] Mohsen SM, Ammar ASM. , Food Chemistry (2009) 112(3):595–598.
[32] Agbangnan P.D.C., Tachon C., Dangou J., Chrostowska A., Fouquet E., Sohounhloue D.C.K., 2010., Research Journal of Recent Sciences (2010) 1(4): 1-8.
[33] Bakasso S. Etude phytochimique et potentialités biologiques de cinq espèces d'Indigofera (Fabaceae) utilisées en médecine traditionnelle au Burkina-Faso. Thèse de Doctorat/UFR Sciences de la vie/Université de Ouagadougou 2009, Burkina-Faso.
[34] Huang D, Ou B, Prior RL., J. Agric Food Chem. (2005) 53(6):1841-1856.
[35] Yehouenou B. Composition chimique et activité antimicrobienne d'extraits végétaux du Benin contre les microorganismes pathogènes et altérants des denrées alimentaires. Thèse de Doctorat FAST/UAC 2012, Benin.