

Evaluation des polyphénols et des capacités antioxydantes des fruits de *Musa acuminata* Colla subsp. *burmannicoïdes* De Langhe, un bananier sauvage asiatique acclimaté dans la région de Yangambi, RD Congo

Ndjango N.E.^{1*}, Awilianza N.F.¹, Asimwe L.C.¹, Saile I.J.¹, Dhed'a D.B.², Luyten W.³, Swennen R.⁴

Résumé

Musa acuminata subsp. *burmannicoïdes* est un bananier sauvage importé de la Birmanie il y a un demi-siècle et bien acclimaté dans la Réserve de Biosphère de Yangambi où il se multiplie spontanément. Ses fruits contiennent des graines volumineuses dans leur pulpe empêchant ainsi leur consommation. En vue de leur valorisation, la composition phénolique et les capacités antioxydantes de la pulpe ont été déterminées. Ainsi, l'étude phytochimique qualitative a permis de détecter les grands groupes chimiques et les dosages quantitatifs des polyphénols, flavonoïdes, anthocyanes et tanins condensés ont été réalisés. Enfin, les activités réductrice (FRAP) et antiradicalaire (ABTS et DPPH) ont été évaluées. Les résultats ont montré que les alcaloïdes, les saponines, les terpénoïdes, les stéroïdes, les protéines, les lipides, les glucides et les polyphénols dont les flavonoïdes, les anthocyanes et les tanins condensés y sont présents. La pulpe de ces bananes contient en moyenne 17,95 mgEAG/gMS de polyphénols totaux ; 11,83 mgEQ/gMS de flavonoïdes totaux ; 2,24 mgEC/gMS de tanins condensés et 0,011 mgEC3G/gMS d'anthocyanes totaux. L'activité réductrice est de 24,37 mgET/gMS par la méthode FRAP et antiradicalaire de 26,87 mgET/gMS et 81,32% en moyenne, respectivement par les méthodes ABTS et DPPH. On en déduit que la pulpe de ces fruits est riche en polyphénols, spécialement les flavonoïdes et exhibe une forte activité antioxydante. Par conséquent, elle peut servir à la préparation des vins, jus et purées qui seront plus consommés pour leur propriété antioxydante bénéfique à l'homme à la place de la pulpe qui contient des graines volumineuses.

Mots-clés : bananier à graine, polyphénols, pouvoir antioxydant, Réserve de Biosphère de Yangambi.

Abstract

Evaluation of polyphenols and antioxidant capacities of fruits of *Musa acuminata* Colla subsp. *burmannicoïdes* De Langhe, an asian wild banana acclimated in the Yangambi area, DR Congo

Musa acuminata subsp. *burmannicoïdes* is a wild banana introduced from Burman half a century ago and well acclimated in the Yangambi Biosphere Reserve where it is growing spontaneously. Pulp of its fruits contains voluminous seeds impeding its consumption. For their valorization, the phenolic composition and the antioxidant capacities of this pulp was determined. Qualitatively, phytochemical classes were detected; quantitatively polyphenols, flavonoids, anthocyanins and condensed tannins were determined and reducing (FRAP) and antiradical (ABTS and DPPH) activities were evaluated. Results have showed that alkaloids, saponins, terpenoids, steroids, proteins, lipids, carbohydrates and polyphenols including flavonoids, anthocyanins and condensed tannins are present in this pulp. It contains 17.95 mgGAE/gDM of total polyphenols; 11.83 mgQE/gDM of total flavonoids; 2.24 mgCE/gDM of condensed tannins and 0.011 mg C3GE/gDM of total anthocyanins. Its reducing activity is 24.37 mgTE/gMS by FRAP assay and the antiradical activities are 26.87 mgTE/gMS and 81.32% respectively by ABTS and DPPH assays. This pulp is rich in polyphenols, especially flavonoids and exhibit a strong antioxidant activity. Thus, it can be process in wines, juices and purees which are consumed for their benefic antioxidant property to human given that it is not directly consumed because of the presence of these seeds.

Keywords: seed banana, polyphenols, antioxidant power, Yangambi Biosphere Reserve.

¹Institut Facultaire des Sciences Agronomiques de Yangambi (IFA-Yangambi), Département de Chimie et Industries Agricoles, B.P. 1232 Kisangani (RD Congo)

²Université de Kisangani, Faculté des Sciences, Laboratoire de Génétique, Amélioration des Plantes et Biotechnologie, B.P. 2012 Kisangani (RD Congo)

³Katholieke Universiteit Leuven, Faculty of Sciences, Department of Biology, B-3000 Leuven (Belgium)

⁴Katholieke Universiteit Leuven, Faculty of Bioscience Engineering, Laboratory of Tropical Crop Improvement, B-3001 Leuven (Belgium)

Titre courant : polyphénols et capacité antioxydante de *Musa acuminata burmannicoïdes*

Auteur correspondant : Ndjango Ndjimani Edouard, Institut Facultaire des Sciences Agronomiques de Yangambi (IFA-Yangambi), Département de Chimie et Industries Agricoles, B.P. 1232 Kisangani (RD Congo)

E-mail : ndjimani2005@yahoo.fr, Tél : +243811062335/+243896187130

1. Introduction

Les bananiers (*Musa* spp) sont d'importantes plantes alimentaires dans plusieurs pays d'Afrique. Ils existaient depuis la préhistoire en Afrique équatoriale (Neumann and Hilderbrand, 2009) qui est l'un de leurs centres de diversification secondaire (De Langhe, 2000). Ils sont classés en espèces diploïdes à graines et en clones à fruits parthénocarpiques (Brun, 1962).

En République Démocratique du Congo (RD Congo), c'est dans l'Est du pays qu'est concentrée la production des bananes qui varie entre 75.000 et 80.000 tonnes/an. La majorité d'espèces cultivées appartiennent à la section Eumusa, au genre *Musa* dans lequel les espèces sont issues de deux ancêtres diploïdes *Musa acuminata* (génomme AA) et *M. balbisiana* (génomme BB) dont les origines respectives sont la Malaisie et l'Inde (Tenkouano et al., 2007 ; Davey et al., 2006). On compte parmi

les espèces diploïdes à graines, une sous-espèce dénommée *Musa acuminata* Colla *burmannicoïdes* De Langhe, originaire de Birmanie, introduite dans la Réserve de Biosphère de Yangambi depuis plus d'un demi-siècle (De Langhe et Devreux, 1960). Bien acclimaté, ce bananier produit des fruits dont la pulpe, de petite taille, contient des graines volumineuses noires (Cheesman, 1948). Par conséquent, les fruits ne sont pas utilisés pour la consommation alimentaire et abandonnés dans la nature. En vue de les valoriser à travers la transformation alimentaire, il nous a importé de déterminer préalablement leur composition phénolique et évaluer leurs capacités antioxydantes dans les conditions écoclimatiques de Yangambi.

Plusieurs auteurs ont analysé qualitativement et quantitativement différents organes des bananiers. En effet, Imam et Akter (2011) ont montré que *Musa paradisiaca* et *M. sapientum* contiennent les hydrates de carbone, les catécholamines, les pectines, les flavonoïdes, les tanins, l'amidon, les sucres cristallisables ou non, les vitamines C et du groupe B, les albuminoïdes et les lipides. Rao et al (2012) ont indiqué que les extraits éthanoliques des pulpes des fruits mûres et non mûres de *Musa paradisiaca* cv. Bontha contiennent des alcaloïdes, des flavonoïdes, des stéroïdes, des tanins, des xanthoprotéines et des glycosides. Venkatesh et al. (2013) ont trouvé que les extraits éthanoliques de bulbe des bananiers *Musa paradisiaca* var. Puttabale et *Musa acuminata* cv. Grande naine contiennent les stéroïdes, les flavonoïdes, les glycosides, les terpénoïdes, les tanins et les quinones alors que les alcaloïdes et les saponines y sont absents. Pereira et Maraschin (2015) ont publié que les bananiers cultivés au Brésil contiennent dans leurs pulpes des composés phénoliques (24,23 mg d'équivalent acide gallique dans 100 g de pulpe séchée), des flavonoïdes totaux (2,41 mg d'équivalent quercétine dans 100 g de pulpe séchée) et une activité antioxydante (5,26 $\mu\text{mol Fe (II)}$ dans un gramme de pulpe fraîche et 68% d'inhibition respectivement pour FRAP et DPPH). Agrawal et al. (2016) ont trouvé que les extraits d'acétate d'éthyle des feuilles de *Musa acuminata* récoltées en Inde contiennent les saponines, les tanins, les flavonoïdes, les alcaloïdes, les hydrates de carbone, les terpénoïdes et les composés phénoliques. Umamaheswari et al. (2017) ont publié que les bractés de *Musa acuminata* en Inde contiennent les alcaloïdes, les saponines, les polyphénols, les tanins et les flavonoïdes. Enfin, Mathew et Negi (2017) ont montré que les extraits éthanoliques des pulpes de *Musa acuminata* exhibent une activité antioxydante (23 à 33 μmol d'équivalent Trolox dans un gramme de pulpe séchée). Ceci indique que les différents organes des bananiers contiennent des teneurs importantes des polyphénols et flavonoïdes et leurs activités antioxydantes sont élevées. Nous pensons que les pulpes des fruits de *M. acuminata* subsp. *burmannicoïdes* contiendraient des métabolites primaires et secondaires nutritifs et bioactifs à l'instar des autres bananiers.

2. Matériels et méthodes

2.1 Matériel

Le matériel biologique est constitué des fruits verts en début de mûrissement de *M. acuminata* subsp. *burmannicoïdes* récoltés à la Cité Lumumba (00°48'58,7"N; 24°27'21,8"E; 460m d'altitude) dans la Réserve de Biosphère de Yangambi (RBY). L'identification de l'espèce a été faite au Laboratoire d'Ecologie et Gestion des Ressources Végétales du Département de Biologie de la Faculté des Sciences de l'Université de Kisangani.

La figure 1 montre un fruit entier non épluché, les fruits

entiers et épluchés ainsi que la pulpe montrant des graines volumineuses noires.



Fig. 1. Fruit entier, fruits épluchés et la pulpe montrant des graines volumineuses noires.

Les matériels techniques sont les appareils (balance électronique Kern EW220-3NM (Allemagne), réfrigérateur Sharp SJ-P172K-SL (Japon), Spectrophotomètre SP-2100 (Chine)), les solvants (méthanol, éthanol absolu, chloroforme Loba Chemie Pvt (Inde) et eau distillée), les acides et bases (acide sulfurique, acide acétique glacial, acide chlorhydrique, soude caustique Loba Chemie Pvt (Inde) et acide gallique Sigma-Aldrich (Belgique)), divers réactifs (Folin-ciocalteu, vanilline, quercétine, catéchine, trolox (acide 6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthylchromane-2-carboxylique), acide 2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique (ABTS), 2,4,6-tri(2-pyridyl)-s-triazine (TPTZ), 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH) Sigma-Aldrich (Belgique)), iode, iodure de potassium, persulfate de potassium, nitrate de sodium, carbonate de sodium, chlorure ferrique Merck (Allemagne)). A ceux-ci s'ajoutent la verrerie et d'autres matériels (spatule, tube d'extraction, papier filtre).

2.2 Méthodes

2.2.1 Obtention de la poudre de la pulpe

Les fruits ont été épluchés manuellement, leurs pulpes séchées à la température ambiante à l'air libre, puis moulues. Les poudres obtenues ont été gardées dans des sachets opaques en polystyrène pour les analyses ultérieures qui sont :

2.2.2. Analyses phytochimiques qualitatives

Les groupes phytochimiques ont été détectés dans les poudres en trois répétitions selon différents protocoles avec quelques modifications comme suit:

Alcaloïdes : le test de Wagner par lequel les alcaloïdes ont été détectés a consisté à additionner quelques gouttes d'une solution d'iodure de potassium (2g) et d'iode (1,27g) dans 100ml d'eau distillée dans le filtrat (0,15g de poudre dans 60ml d'acide chlorhydrique 1%, agité pendant 5 minutes et filtré) et à observer la formation d'un précipité brun indiquant la présence des alcaloïdes totaux (Harbone, 1973 ; Joshi et al., 2013 ; Mathew & Negi, 2017).

Saponines : le test à la mousse qui a permis de détecter les saponines a consisté à dissoudre 1g de poudre dans 10ml d'eau distillée et à observer, après agitation de 5 minutes, la formation d'une mousse persistante indiquant la présence des saponines totaux (Harbone, 1973 ; Banso et al., 2006).

Glycosides cardiaques : ils ont été détectés par le test de Keller-Kiliani qui a consisté à dissoudre 0,5g de poudre dans 5ml

d'eau distillée, à l'agiter et à filtrer. A la solution obtenue, 2ml d'acide acétique glacial contenant quelques gouttes de chlorure ferrique 5% sont ajoutés, suivis de 1ml d'acide sulfurique concentré le long du tube et à observer la formation d'halo brun à l'interface indiquant la présence des glycosides cardiaques (Abdullahi *et al.*, 2013).

Terpénoïdes : le test de Salkowski grâce auquel les terpénoïdes ont été détectés a consisté à mélanger 5ml d'extrait avec 2ml de chloroforme. 3ml d'acide sulfurique concentré sont lentement ajoutés pour former une couche. Une coloration rouge-brun de cette couche indique un test positif (Sofowara, 1990 ; Himour *et al.*, 2016 ; Ayoola *et al.*, 2008).

Tanins condensés : on dissout 0,5g de poudre dans 10ml d'eau distillée et on filtre. Quelques gouttes de chlorure ferrique 5% sont ajoutées et une coloration noire ou bleu-vert ou une formation du précipité indiquent la présence des tanins. C'est le test au chlorure ferrique (Banso *et al.*, 2006).

Flavonoïdes : ils ont été détectés par le test au réactif alcalin en ajoutant quelques gouttes de la solution diluée d'hydroxyde de sodium à 1ml d'extrait (solution de 0,5g de poudre dans 5ml d'eau distillée, agitée et filtrée) et à observer l'apparition d'une couleur jaune intense, qui disparaît par l'addition de quelques gouttes d'acide sulfurique dilué (Harbone, 1973).

Anthocyanes : ils ont été détectés par le test à l'alcool iso-amylique en mélangeant 1ml de l'extrait (1g de poudre dans 10ml de mélange eau-méthanol (30:70), agité, filtré), 1ml d'éthanol chlorhydrique et 1ml d'alcool iso-amylique. Ce mélange, chauffé légèrement pendant 15 minutes, fait apparaître une coloration rouge-cérise violacée (Harbone, 1973).

Polyphénols : ils ont été détectés par le test au chlorure ferrique. On ajoute à une solution de 0,5g de poudre dans 5ml d'eau distillée et filtrée, quelques gouttes d'une solution de chlorure ferrique 5% et on observe l'apparition d'une coloration vert sombre indiquant la présence des polyphénols (Sofowara, 1990 ; Harbone, 1973).

Stéroïdes : ils ont été détectés par le test de Liebermann-Burchard comme suit : A 2ml d'extrait dissouts dans 2ml de chloroforme, 2ml d'acide acétique sont ajoutés le long de la paroi puis 2ml d'acide sulfurique concentré. Le changement de la couleur violette en verdâtre indique la présence des stéroïdes (Sofowara, 1990 ; Ayoola *et al.*, 2008).

Protéines : elles ont été détectées par le test à la ninhydrine. On ajoute à 3ml de l'extrait, 4 gouttes de ninhydrine et on chauffe. L'apparition de la couleur pourpre ou violette indique la présence de protéine (Buvaneswari *et al.*, 2011).

Lipides : ils ont été détectés par le test de saponification. Quelques gouttes de la solution alcoolique d'hydroxyde de potassium 0,5N sont ajoutées dans une petite quantité d'extrait le long de la paroi avec une goutte de phénolphtaléine. Le mélange est chauffé dans un bain-marie à 60°C pendant 2 heures. La formation de savon ou la neutralisation partielle d'alcali indique la présence de lipides (Imam & Akter, 2011).

Sucres non réducteurs : le test de Benedict a permis de mettre en évidence les sucres non réducteurs. A 0,5ml de filtrat, 0,5ml de réactif de Benedict a été ajouté. Le mélange est chauffé dans une eau bouillante pendant 2 minutes. Une coloration caractéristique de précipité indique la présence d'hydrates de carbone (Buvaneswari *et al.*, 2011).

L'extraction des composés phénoliques a été faite comme suit : 5 grammes de poudre délipidée ont été macérés 24 heures dans 75 ml d'une solution méthanol-eau (80:20). Le mélange a été vigoureusement agité pendant 5 minutes, filtré sur papier-filtre et le résidu a été lavé avec 25ml de solvant d'extraction jusqu'à l'obtention de 100ml d'extrait. Le filtrat a été conservé au réfrigérateur à -10°C et a servi au dosage des composés phénoliques et à l'évaluation des capacités antioxydantes.

Polyphénols totaux : Le réactif de Folin-Ciocalteu a été utilisé pour doser les polyphénols selon le protocole publié par Lako *et al.* (2008), moyennant des petites modifications. 0,3ml d'extrait méthanolique (80v/20v) a été placé dans un tube à essai, puis mélangé avec 2,7 ml de mélange méthanol-eau (8:2) et 0,7 ml de réactif de Folin-Ciocalteu à 10%. Le mélange a été agité et laissé reposer pendant 5 minutes. 0,7 ml de Na₂CO₃ 10% ont été ensuite ajoutés et le mélange a été reposé pendant 90 minutes à la température ambiante, avant de mesurer son absorbance à 760 nm. Le blanc a été préparé dans les mêmes conditions, en substituant 0,3ml d'extrait hydrométhanolique par 0,3ml d'eau distillée. La courbe d'étalonnage a été tracée grâce aux concentrations d'acide gallique (0 à 50 µg/ml) correspondant aux absorbances. La teneur en polyphénols totaux (PPT) en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mgEAG/gMS) a été calculée par la formule : $PPT = \frac{(A_{ECH} - b)}{a \cdot Q} \cdot V \cdot f \cdot F$ où A_{ECH} = absorbance de l'échantillon à 760 nm ; b = ordonnée à l'origine de la courbe d'étalonnage ; V = volume total de l'extrait (100 ml) ; f = facteur de dilution (10) ; a = pente de la courbe ; Q = quantité de matière végétale utilisée (5 g) et F = coefficient de corrélation.

Flavonoïdes : Le dosage des flavonoïdes a été effectuée par la méthode publiée par Krishna (2010) et Yen (2008) grâce à la mesure de l'absorbance à la longueur d'onde de 510 nm. Dans un tube à essai, a été placé 0,3 ml d'extrait auquel ont été ajoutés 2,7 ml de mélange méthanol-eau (8:2) et 0,1 ml de NaNO₂ 5%. Le mélange a été agité et laissé reposer pendant 5 minutes. 0,1 ml de AlCl₃ 10% a été ajouté et enfin 0,5 ml de NaOH 1M. L'absorbance a été mesurée à 510 nm contre le blanc qui est préparé et incubé dans les mêmes conditions, mais en substituant l'extrait par l'eau distillée. La courbe d'étalonnage a été tracée grâce aux concentrations de quercétine (0 à 50 µg/ml) correspondant aux absorbances. La teneur en flavonoïdes totaux (FT) exprimée en milligramme d'équivalent de quercétine par gramme de matière sèche (mgEQ/gMS) a été calculée par la formule : $FT = \frac{(A_{ECH} - b)}{a \cdot Q} \cdot V \cdot f \cdot F$ en référence aux polyphénols totaux.

Tanins condensés : 0,3 ml d'extrait est mis dans un tube puis 2,7 ml de mélange méthanol-eau (8:2) y ont été ajoutés suivis de 3 ml de vanilline 4% (p/v) dans du méthanol. Après agitation vigoureuse, 1,5 ml de HCl concentré sont immédiatement ajoutés et le mélange est agité. L'absorbance est mesurée à 500 nm après 20 min d'incubation (Julkunen-Titto, 1985). La catéchine est utilisée comme standard aux concentrations de 0 à 50µg/ml pour la courbe d'étalonnage et les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent catéchine par gramme de matière sèche (mgEC/gMS). La teneur en tanins condensés (TC) est déterminée par la relation en référence aux polyphénols totaux. $TC = \frac{(A_{ECH} - b)}{a \cdot Q} \cdot V \cdot f \cdot F$

Anthocyanes totaux : la méthode spectrophotométrique différentielle de pH (Giusti & Wrolstad, 2001) a été appliquée au cours de cette analyse. Elle est basée sur la détermination de

l'absorbance $A = (A_{\lambda, 520\text{nm}} - A_{\lambda, 700\text{nm}})_{\text{pH}1,0} - (A_{\lambda, 520\text{nm}} - A_{\lambda, 700\text{nm}})_{\text{pH}4,5}$ des solutions préparées avec deux tampons (chlorure et acétate) à deux longueurs d'onde (520 et 700 nm). Brièvement, 0,3 ml d'extrait est dilué dans 2,7 ml de chacun des tampons (chlorure de potassium 0,025M à pH1,0 et acétate de sodium 0,4M à pH4,5). Les solutions obtenues sont laissées au repos pendant 15 minutes à la température ambiante avant la mesure de leurs absorbances respectives. Le contenu en anthocyanes totaux (AT) est exprimé en gramme d'équivalent de cyanidine-3-glucoside (C3G) par gramme de matière sèche et est calculée par la formule suivante : $AT = \frac{A \cdot M \cdot V \cdot f \cdot 1000}{\varepsilon \cdot d \cdot Q}$ où A = absorbance ; M = masse molaire de C3G (449,38 g/mole) ; V = volume total de l'extrait (100 ml) ; f = facteur de dilution (10) ; ε = coefficient d'extinction molaire de C3G (26900 l/mol.cm) ; d = longueur de la cuvette (1 cm) ; Q = quantité de matière végétale utilisée (5 g) et 1000 = facteur de conversion de g en mg.

2.2.4. Évaluation des capacités antioxydantes

Méthode FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) : Le réactif FRAP a été préparé en mélangeant 100ml d'acétate de sodium 300mM, 10ml de TPTZ 10mM et 10ml de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ 20mM. La solution de Trolox a été utilisée comme standard pour des concentrations allant de 0–250 $\mu\text{g}/\text{ml}$ pour la courbe d'étalonnage (Thaipong et al., 2006 ; Gan et al., 2010). 0,15ml de solution standard et 0,15ml d'extrait ont été mélangés chacun avec 2,85ml de réactif FRAP et les solutions obtenues ont été laissés réagir pendant 30 minutes à l'abri de la lumière. Leur absorbance a été mesurée à 593nm. L'activité antioxydante (AA) est donnée en milligramme équivalent de Trolox par gramme de matière sèche (mgET/gMS) d'après la formule suivante : où A_{ECH} = absorbance de l'échantillon ; b = ordonnée à l'origine de la courbe d'étalonnage ; V = volume total de l'extrait (100 ml) ; f = facteur de dilution (10) ; a = pente de la courbe d'étalonnage ; Q = quantité de matière végétale utilisée (5g) et F = coefficient de corrélation.

Méthode ABTS : La solution stock de ABTS⁺ a été préparée par mélange des solutions 7,4mM ABTS et 2,6mM de persulfate de potassium dans le rapport 1:1 et laissée réagir pendant 12 heures à la température ambiante et à l'obscurité. La solution de travail de ABTS⁺ a été préparée par dilution de 3 ml de solution-mère dans 2,7ml de solution méthanolique. Des solutions de trolox ont été préparées dans l'intervalle des concentrations allant de 0 à 150 $\mu\text{g}/\text{ml}$. 0,15ml de différentes solutions de trolox et 0,15ml d'extrait ont été placés dans différents tubes à essais. 2,85ml de solution de travail de ABTS a été ajouté dans chaque tube. Ces tubes ont été placés à l'obscurité pendant 30 minutes. Leurs absorbances ont été mesurées à 734nm (Thaipong et al., 2006 et Gan et al., 2010). L'activité antiradicalaire (AA) a été exprimée en milligramme d'équivalent de trolox (mgET/gMS) et calculée par la formule : où A_{ECH} = absorbance de l'échantillon ; b = ordonnée à l'origine de la courbe d'étalonnage ; V = volume total de l'extrait (100ml) ; f = facteur de dilution (10) ; a = pente de la courbe d'étalonnage ; Q = quantité de matière végétale utilisée (5g) et F = coefficient de corrélation.

Méthode DPPH : La capacité de piégeage des radicaux libres de l'extrait a été déterminée grâce au radical DPPH (Abdulwahab et al., 2011) moyennant quelques modifications. Une solution-stock de 1mM de DPPH a été préparée dans le méthanol et gardée à -10°C jusqu'à l'utilisation. Une solution de travail de 0,1mM de DPPH a été préparée en diluant 1ml de

solution-stock avec 9ml de méthanol. 1,5ml d'extrait de poudre de pulpes des bananes ont été placés dans un tube et 1,5ml de solution de travail de DPPH ont été ajoutés. Dans un autre tube, 1,5ml de méthanol ont été mélangés avec 1,5ml de solution de travail de DPPH ; cette nouvelle solution est le témoin. Les deux tubes ont été gardés à l'obscurité pour 30 minutes, et leurs absorbances ont été mesurées à 517nm. Le pourcentage d'inhibition (I) a été calculé avec la formule suivante : $\%I = \frac{A_s - A_t}{A_s} \cdot 100$ où A_s est l'absorbance de l'essai et A_t l'absorbance de témoin.

3. Résultats

Les analyses réalisées sur les poudres de ces bananes ont donné les résultats suivants :

3.1 Analyses phytochimiques qualitatives

Le tableau 1 résume les résultats des tests qualitatifs des groupes phytochimiques.

Ce tableau indique que les pulpes des fruits des bananiers Tableau 1. Tests qualitatifs des groupes phytochimiques des pulpes des bananes sauvages.

Groupes phytochimiques	Résultats
Alcaloïdes	+
Saponines	+
Glycosides cardiaques	-
Terpénoïdes	+
Tanins condensés	+
Polyphénols	+
Flavonoïdes	+
Anthocyanes	+
Stéroïdes	+
Protéines	+
Lipides	+
Hydrates de carbone	+

analysés renferment tous les groupes phytochimiques testés hormis les glycosides cardiaques. On y trouve en effet les alcaloïdes, les saponines, les terpénoïdes, les tanins condensés, les flavonoïdes, les anthocyanes, les polyphénols, les stéroïdes, les protéines, les lipides et les glucides.

3.2. Concentrations des composantes phytochimiques quantitatives

Les concentrations moyennes des composantes dosées dans les pulpes sont résumées dans le tableau 2.

Ce tableau indique que la concentration moyenne des Tableau 2. Concentrations moyennes des composantes secondaires des pulpes des bananes sauvages.

Paramètres	Concentrations
Polyphénols totaux	17,95±0,19 mgEAG/gMS
Flavonoïdes totaux	11,83±1,39 mgEQ/gMS
Tanins condensés	2,25±0,06 mgEC/gMS
Anthocyanes totaux	0,011±0,019 mgEC3G/gMS

polyphénols totaux s'élèvent à 17,95 mgEAG/gMS ; celle des flavonoïdes totaux est de 11,83 mgEQ/gMS. Les tanins condensés et les anthocyanes totaux ont des concentrations respectives de 2,25 mgEC/gMS et 0,011 mgEC3G/gMS.

3.3. Evaluation des capacités antioxydantes

Le tableau 3 présente les capacités réductrice et antiradicalaire moyennes des poudres de ces bananes.

La capacité réductrice des poudres de bananes analysées est

Tableau 3. Capacités antioxydantes moyennes des poudres des bananes analysées.

Paramètres	Concentrations
FRAP	24,37±0,17 mgET/gMS
ABTS	26,867±0,09 mgET/gMS
DPPH	81,32±0,23%

évaluée à 24,37 mg d'équivalent Trolox par g de poudre pour la méthode FRAP et les capacités antiradicalaires sont évaluées à 26,86 mg d'équivalent Trolox par g de poudre pour la méthode ABTS et 81,32% pour la méthode au DPPH.

1. Discussion

1.1. Analyses phytochimiques qualitatives

Les bananes sont connues comme des fruits dont les différentes parties contiennent différents métabolites secondaires tels que les polyphénols (Verde-Mendez *et al.*, 2003). En effet, les résultats ci-dessus corroborent avec ceux de Mathew et Negi (2017) qui ont reporté que les différentes parties (pulpe, peau, fleur, feuille, pseudotrunc et rhizome) de *Musa acuminata* sont riches en composés phytochimiques tels que saponines, terpénoïdes, stéroïdes, anthocyanes, acides gras, tanins, phénols et alcaloïdes dont la quantité varie avec la méthode d'extraction.

Imam et Akter (2011) ont montré à leur tour que les pulpes des bananiers *Musa sapientum* et *M. paradisiaca* contiennent les hydrates de carbone dont l'amidon, les tanins et les lipides, constituants que contiennent également les pulpes de *M. acuminata* subsp. *burmannicoïdes*.

Les travaux de Rao *et al.* (2012) démontrent également que les pulpes de *Musa paradisiaca* cv. Bontha ont plusieurs métabolites secondaires dont les alcaloïdes, les flavonoïdes, les saponines, les stéroïdes, les tanins, les xanthoprotéines et les glycosides comme trouvés dans les poudres des bananes étudiées.

Les bananiers sauvages comme ceux cultivés produisent des fruits dont les pulpes contiennent des composés phytochimiques (métabolites secondaires) utiles au bon fonctionnement de l'organisme humain ou animal. Wang *et al.* (1997) ; Bae *et al.* (2008) ; Kawasaki *et al.* (2008) et Wright *et al.* (2008) ont indiqué que la fréquente consommation des bananes pourrait être corrélée au retardement de la vieillesse et à la prévention de certaines maladies incluant le cancer et les maladies cardiovasculaires liées au stress oxydatif causé par les radicaux libres qui sont responsables des dommages sur les lipides, protéines et acides nucléiques dans les cellules aboutissant à plusieurs anomalies physiologiques et pathologiques.

1.2. Analyses phytochimiques quantitatives

Une étude menée par Shian *et al.* (2011) a montré des concentrations en polyphénols totaux dans les extraits de trois cultivars de la banane (Berangan, Mas et Raja) de l'ordre respectif de 348,2 ; 525,8 et 395,1 mgEAG/100g d'échantillon correspondant à 3,482 ; 5,258 et 3,951 mg EAG/g d'échantillon extrait avec le méthanol 70% et 4,038 ; 6,968 et 11,395 mg EAG/g d'échantillon extrait avec le méthanol 100%. Ces teneurs sont toutes inférieures à celle trouvée dans cette étude (17,95 mg EAG/gMS).

La concentration des flavonoïdes totaux dans l'échantillon analysé est de 11,83 mg EQ/g MS équivalant à 3,659 mg

EQ/g MF (pour 67,5% d'humidité). Cette concentration est supérieure à celle de banane (0,21mg EQ/g MF) et de prune (2,20 mg EQ/gMF) (Sapcanin *et al.*, 2017). Ceci indique que les bananes analysées sont une source importante des flavonoïdes totaux.

Les tanins condensés ont la concentration moyenne de 2,248 mg EC/gMS. Il s'ensuit que l'extrait méthanolique des fruits de l'aubépine (*Crataegus azarolus* L.), une plante médicinale d'Algérie (Abdessemed *et al.*, 2011) en contient 31 mg EC/g MS ; une valeur de loin supérieure à celle des pulpes des bananes sauvages analysées.

Enfin, la concentration des anthocyanes totaux qui est de 0,0111 mg EC3G/g MS équivalant à 0,00344 mgEC3G/gMF (à 67,5% d'humidité) est de loin inférieure à celles publiées par Rodrigues *et al.* (2011) qui vont de 40,62 à 378,31 mg EC3G/100g MF, soit 0,4 à 3,78 mg EC3G/gMF pour les fruits de myrtille.

Il se dégage de cette analyse que les pulpes des bananes analysées contiennent une concentration importante des polyphénols, particulièrement les flavonoïdes et très peu d'anthocyanes et de tanins.

1.3. Evaluation des capacités réductrice et antiradicalaire

Ruiz-Torralba *et al.* (2018) ont déterminé la capacité réductrice par la méthode FRAP des différents fruits vendus en Espagne. Parmi ceux-ci, la banane (*Musa paradisiaca*) a 135 μ mol d'équivalent Trolox/100g MF équivalant à 1,668 mg ET/gMS (avec un taux d'humidité de 79,9%), valeur de loin inférieure à celle de l'échantillon analysé (24,37 mg ET/gMS). La fraise (*Fragaria vesca*) a 1153 μ mol ET/100g MF équivalant à 36,99 mg ET/g MS (avec un taux d'humidité de 92,2%), valeur plutôt supérieure à celle trouvée pour l'échantillon étudié.

Rufino *et al.* (2010) ont analysé 18 fruits tropicaux non traditionnels du Brésil et ont trouvé que la capacité antiradicalaire des bananes évaluées par la méthode ABTS va de 6,3 μ mol d'équivalent Trolox/g MF, soit 13,06 mg ET/g MS (avec 87,9% d'humidité) pour Umbu (*Spondias tuberosa*) à 153 μ mol ET/g MF équivalant à 376,35 mg ET/g MS (avec 89,8% d'humidité) pour Camu-camu (*Myrciaria dubia*) ; intervalle qui inclut la concentration trouvée pour l'échantillon analysé (26,86 mg ET/gMS). En outre, parmi ces fruits, ceux de Caju (*Anacardium occidentale*) présentent une capacité réductrice de 11,2 μ mol ET/g MF équivalant à 21,45 mg ET/g MS (avec 86,9% d'humidité) qui est légèrement inférieure à celle de l'échantillon étudiée.

Fatemeh *et al.* (2012) ont publié que les pulpes des bananes ont une capacité antiradicalaire par la méthode de DPPH de 26,55 à 52,66% ; valeur bien inférieure à celle trouvée dans cette analyse (81,32%). Dans cet intervalle se situe cependant la valeur publiée par Abou-Elella et Mourad (2015) qui est de 33% pour la pulpe de banane *Musa acuminata*. Cependant, Krishnan et Sinija (2016) ont trouvé que les extraits éthanoliques des fleurs de la variété Poovan des bananes Blossom de l'Inde ont la capacité de piéger le DPPH jusqu'à 82%, valeur très rapprochée de celle obtenue dans la présente étude.

Il s'ensuit que les pulpes des bananes sauvages analysées exhibent une importante activité antioxydante compte tenu des résultats obtenus.

Mathew et Negi (2017) ont indiqué que *Musa acuminata* Colla est une espèce bananière sauvage originaire d'Asie du Sud-est qui est utilisée pour ses activités physiologiques du fait de sa forte concentration en polyphénols. Ces auteurs ont reporté

en effet que toutes les parties des plantes de cette espèce sont traditionnellement utilisées pour traiter plusieurs maladies (infections, anémie, hypertension, diabète, tuberculose, ...) et leur analyse phytochimique a montré une diversité riche en composés phytochimiques comme les acides gras, les tanins, les phénols, les alcaloïdes, les glycosides, les saponines, les terpénoïdes, les stéroïdes, les anthocyanes, les sucres, les protéines, les stérols et les anthroquinones et une forte concentration en composés phénoliques comme trouvée au cours de cette analyse.

La forte activité antioxydante des pulpes des fruits de *Musa acuminata* subsp. *burmannicoïdes* analysées est due à leur forte concentration en flavonoïdes ayant entr'autres des propriétés antiallergique, hépatoprotectrice, anti-thrombotique, anti-inflammatoire, antiulcérogénique et anticarcinogénique (Philip et al., 2015 ; Sumathy et al., 2011) et tanins (Sumathy et al., 2011). Ainsi, une boisson préparée à base des pulpes des bananes sauvages analysées apportera des métabolites secondaires dont l'activité antioxydante sera bénéfique à l'homme.

2. Conclusion

Les pulpes des fruits du bananier asiatique sauvage *Musa acuminata* subsp. *burmannicoïdes* acclimaté dans la Réserve de Biosphère de Yangambi contiennent, comme les autres bananiers comestibles, un panel des composés phytochimiques dont les polyphénols à forte concentration, particulièrement les flavonoïdes.

Leur forte capacité antioxydante montre que celles-ci sont une source importante des molécules capables d'éliminer les radicaux libres causant des dommages métaboliques à l'organisme d'une part et qui protègent celui-ci des dysfonctionnements physiologiques.

Compte tenu de la forte teneur en glucides des bananes mûres, ces dernières peuvent être utilisées comme sources d'hydrates de carbone au cours de la production des boissons (vin, jus) riches en flavonoïdes ayant le pouvoir antioxydant et antiradicalaire est élevé étant donné qu'à cause des graines qu'elles contiennent, leur consommation alimentaire directe est quasi-nulle à Yangambi, ce qui est la principale cause de leur perte. Leur transformation permettrait donc de tirer pleinement profit de ces composés.

3. Remerciements

Les auteurs remercient la Coopération Belge au Développement (Enabel/RD Congo) pour le financement et le laboratoire de santé publique de la Province de Tshopo (RD Congo) pour les analyses spectrométriques.

4. Bibliographie

- Abdessemed H., Leila H., Abdeddaim M. & Cherif A.M., 2011. Dosage de métabolites secondaires d'extraits du fruit *Crataegus azarolus* L. Tunisian J. Med. Plants and Nat. products 6: 53-62.
- Abdullahi M.N., Ilyas N. and Ibrahim H., 2013. Evaluation of phytochemical screening and analgesic activity of aqueous extract of the leaves of *Microtrichia perotitii* dc (Asteraceae) in mice using hotplate method. Med. Plant Res. 3: 37-43.
- Abdulwahab N.Z., Shahar S., Abdullah-Sani H., Pihie A.H. & Ibrahim N., 2011. Antioxidant, antibacterial and antiviral properties of *Goniothalamus umbrosus* leaves methanolic extract. Afr. J. Micro. Res. 5: 3138-3143.
- Abou-Ellella F. & Mourad R., 2015. Anticancer and antioxidant potentials of ethanolic extracts of *Phoenix dactylifera*, *Musa acuminata* and *Cucurbita maxima*. Res. J. of Pharm, Biol. and Chem. Sci. 6(1): 710-720.

- Agrawal P.K., Chanyal S. & Bisht R., 2016. Antimicrobial and phytochemical analysis of leaf extract of medicinal fruit plants. Asian J. of Pharm. and Clin. Res. 9(4): 131-136.
- Ayoola G.A., Coker H.B., Adesegun S.A., Adepoju-Bello A.A., Obaweya K., Ezennia E.C. & Atangbayila T.O., 2008. Phytochemical screening and antioxidant activities of some selected medicinal plants used for malaria therapy in southwestern Nigeria. Trop. J. Pharm. Res. 7: 1019-1024.
- Bae J.M., Lee E.J. & Guyatt G., 2008. Citrus fruit intake and pancreatic cancer risk: a quantitative systematic review. Pancreas 38: 168-174.
- Banso A. & Adeyemo S., 2006. Phytochemical screening and antimalarial assessment of *Abutilon mauritianum*, *Bacopa monnifera* and *Datura stramonium*. Biokemistri 18: 39-44.
- Brun J., 1962. Etude préliminaire sur l'utilisation des variétés de bananiers résistantes dans la lutte contre la cercosporiose. Fruits 17(3): 113-119.
- Buvaneswari K., Ramamoorthy D. & Velanganni J., 2011. Preliminary phytochemical and antimicrobial activity studies on the leaves of the Indian Plant *Thevetia neriifolia* Juss. World J. of Agric. Sci. 7(6): 659-666.
- Cai Y.Z., Luo Q., Sun M. & Corke H., 2004. Antioxidant activity and phenolic compounds of 112 traditional Chinese medicinal plants associated with anticancer. Life sci. 74: 2157-2184.
- Cheesman E.E., 1948. Classification of the bananas. III : critical notes on the species *M. paradisiaca* and *M. sapientum*. Kew Bull. 2 : 106-117.
- Davey M.W., Kuelemans J. & Swennen R., 2006. Methods of efficient quantification of fruit provitamin A contents. J. of Chromatography 1136: 176-184.
- De Langhe E., 2000. Diversity in the genus *Musa*: its significance and its potential in K. Craenen et al. (Eds): proceedings I of International Symposium on Banana and Plantain for Africa. Acta Hort. 540: 84-88.
- De Langhe E.A. & Devreux M., 1960. Une sous-espèce nouvelle de *Musa acuminata* Colla. Bull. Jard. Bot. Brux. 30 : 355-388.
- Fatemeh S.R., Saifullah R., Abbas F.M.A. & Azhar M.E., 2012. Total phenolics, flavonoids and antioxidant activity of banana pulp and peel fours: influence of variety and stage of ripeness. Int. Food Research J. 19(3): 1041-1046.
- Gan R-Y., Xu X-R., Song F-L., Kuang L. & Li H-B., 2010. Antioxidant activity and total phenolic content of medicinal plants associated with prevention and treatment of cardiovascular and cerebrovascular diseases. J. of Med. Plants Res. 4(22): 2438-2444.
- Giusti M.M. & Wrolstad R.E., 2001. Anthocyanins: characterization and measurement with UV-visible spectroscopy in Wrolstad R.E. (Ed): current protocols in food analytical chemistry. John Wiley & Sons Unit, New York, pp. 1-13.
- Harbone J.B., 1973. *Phytochemical Methods*. Chapman and Hall Ltd., London, UK, pp.49-188.
- Himour S., Yahia A., Belattar H. & Bellebcir L., 2016. Etude phytochimique des feuilles d'*Olea europaea* L. var Chemlel d'Algérie. J. of Biores. Valorization 1(1): 34-38.

21. Idris S., Ndukwe G.I. & Gimba C.E., 2009. Preliminary phytochemical screening and antimicrobial activity of seed extract of *Persea americana* (avocado pear). *Bayero J. of Pure and Applied Sci.* 2(1): 173-176.
22. Imam M.Z. & Akter S., 2011. *Musa paradisiaca* L. and *Musa sapientum* L. : a phytochemical and pharmaceutical review. *J. of Applied Pharm. Sci.* 1(5): 14-20.
23. Joshi A., Bhoje M. & Saatarkar A., 2013. Phytochemical investigation of the roots of *Grewia microcos* Linn. *J. Chem. Pharm. Res.* 5: 80–87.
24. Julkunen-Titto R., 1985. Phenolic constituents in the leaves of northern willows: methods for the analysis of certain phenolics. *J. of Agric. and Food Chem.* 33: 213-219.
25. Kawasaki B.T., Hurt E.M., Mistree T. and Farrar W.L., 2008. Targeting cancer stem cells with phytochemicals. *Molecular Interventions* 8: 174–184.
26. Krishna K.L., Mruthunjana K. & Patel J.A., 2010. Antioxidant and hepatoprotective potential of stem methanolic extract of *Justicia gendarusa* Burn. *Int. J. of Pharmacology* 6(2): 72-80.
27. Krishnan A.S. & Sinija V.R., 2016. Proximate composition and antioxidant activity of banana Blossom of two cultivars in India. *Int. J. of Agric. and Food Sci. Technol.* 7(1): 13-22.
28. Lako J., Trenerry V.C. & Rochort S., 2008. Routine analytical methods for use in south pacific regional laboratories for determining naturally occurring antioxidants in food. *Int. Food Res. J.* 15(3): 313-323.
29. Mathew N.S. & Negi P.S., 2017. Traditional uses, phytochemical and pharmacological properties of wild banana *Musa acuminata* Colla. *J. of Ethnopharmacol.* 196: 124–140.
30. Miliauskas G., Venskutonis P.R. & Van Beek T.A., 2004. Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chemistry* 85: 231-237.
31. Neumann K. & Hildebrand E., 2009. Early bananas in Africa: the state of the art. *Ethnobotany Research and Applications* 7: 353-362.
32. Pereira A. & Maraschin M., 2015. Banana (*Musa* spp) from peel to pulp: ethnopharmacology, source of bioactive compounds and its relevance for human health. A review. *J. of Ethnopharmacology* 160: 149–163.
33. Philip D.C., Lavanya B., Sasirekha G.V. & Santhi M., 2015. Phytochemical Screening, antioxidant and antidiabetic activity of *Musa acuminata*, *Citrus sinensis* and *Phyllanthus emblica*. *Am. J. Pharm. Tech. Res.* 5: 557–564.
34. Rao M.N., Prasad S.H.K.R. & Jyothirmayi N., 2012. Efficacy of ripened and unripened fruit extracts of *Musa paradisiaca* L. (Bontha cultivar) against human pathogens. *Int. J. of Pharmacy and Pharmaceut. Sci.* 4(1): 455-460.
35. Rodrigues E., Poerner N., Rockenbach I.I., Gonzaga L.V. Mendes C.R. & Fett R., 2011. Phenolic compounds and antioxidant activity of blueberry cultivars grown in Brazil. *Cienc. Tecnol. Aliment. Campinas* 31(4): 911-917.
36. Rufino M.D.S.M., Alves R.E., S. De Brito E., Perez-Jimenez J., Saura-Calixto F. & Mancini-Filho J., 2010. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. *Food Chemistry* 121: 996-1002.
37. Ruiz-Torralba A., Guerra-Hernandez E.J. & Garcia-Villanova B., 2018. Antioxidant capacity, polyphenol content and contribution to dietary intake of 52 fruits sold in Spain. *CyTA – Journal of Food* 16(1): 1131-1138.
38. Sapcanin A., Salihovic M., Uzunovic A., Osmanovic A., Spirtovic-Halilovic, S. Pehlic E. & Jancan G., 2017. Antioxidant activity of fruits and vegetables commonly used in everyday diet in Bosnia and Herzegovina. *Bull. of the chemists and technologists of Bosnia and Herzegovina* 49: 15-18.
39. Shian T.E., Abdullah A., Musa K.H., Maskat M.Y. & Ghani M.A., 2011. Antioxidant properties of three banana cultivars *Musa acuminata* “Berangan”, “Mas” and “Raja”) extracts. *Sains Malaysiana* 41(3): 319-324.
40. Sofowara A., 1990. Phytochemical Screening of Nigerian Medicinal Plants” parts III. *Lioyeria* 41:234-246.
41. Sumathy V., Lachumy S.J., Zakaria Z. & Sasidharan S., 2011. In vitro bioactivity and phytochemical screening of *Musa acuminata* flower. *Pharmacologyonline* 2: 118–127.
42. Tenkouano A., Vuylsteke D. & Swennen R., 2007. Sink competition and desuckering effects on field performance of triploid and tetraploid plantain genotypes. *J. of Crop Sci. Improv.* 20(12): 31-51.
43. Thaipong K., Boonprakob U., Crosby K., Cisneros-Zevallos L. & Byrne D.H., 2006. Comparison of ABTS, DPPH, FRAP and ORAC assays for estimating antioxidant activity from guava fruit extracts. *J. of Food Compos. and Analysis* 19: 669-675.
44. Umamaheswari A., Puratchikody A., Prabu S.L. and Jayapriya T., 2017. Phytochemical screening and antimicrobial effects of *Musa acuminata* bract. *Int. Res. J. of Pharmacy* 8(8) : 41-44.
45. Venkatesh K.V., Girish K.K., Pradeepa K. & Santosh K.S.R., 2013. Antibacterial activity of ethanol extract of *Musa paradisiaca* cv. Puttabale and *Musa acuminata* cv. Grande naine. *Asian J. of Pharm. and Clinical Res.* 6(2): 169-172.
46. Verde-Mendez C.D.M., Forster M.P., Rodríguez-Delgado M.A., Rodríguez-Rodríguez E.M. and Romer C.D., 2003. Contents of free phenolic compounds in bananas from Tenerife (Canary Island) and Ecuador. *European Food Res. and Technol.* 217: 287–290.
47. Wang H., Cao G. & Prior R.L., 1997. Oxygen radical absorbing capacity of anthocyanins. *J. of Agricultural and Food Chemistry* 45: 304–309.
48. Wright M.E., Park Y., Subar A.F., Freedman N.D., Albanes D., Hollenbeck A., Leitzmann M.F. and Schatzkin A., 2008. Intakes of fruits, vegetables and specific botanical groups in relation to lung cancer risk in the nih-aarp diet and health study. *American J. of Epidemiology* 168: 1024–1034.
49. Yen Y.H., Shih C.H. & Chang K., 2008. Effect of adding ascorbic acid and glucose on the antioxidative properties during storage of dried carrot. *Food Chemistry* 107: 265-272.