



UNIVERSITÉ KASDI MERBAH – OUARGLA
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département : Sciences Biologiques

Mémoire de Fin d'Études
Master Académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Biotechnologie végétale et amélioration des plantes

Présenté par :

M.DJAFOUR KAWTHER

M.DJAFOUR MERIEM

Thème :

**Bioprospection et caractérisation phytochimique des bétalaïnes des bractées de
Bougainvillea spectabilis : potentiel d'usage dans le domaine alimentaire**

Soutenu publiquement le : [18/06/2026]

Devant le jury :

Qualité	Nom et Prénom	Grade	Établissement
Président	Telli.A	Professeur	UKM Ouargla
Examineur	Benselama.A	Professeur	UKM Ouargla
Encadrant	Mensous M.	Professeur	UKM Ouargla
Co-Encadrant	RAHMANI.Y	Professeur	UKM Ouargla

Année Universitaire :2025/2026

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu le Tout-Puissant qui nous a donné la force, la patience et la volonté d'accomplir ce travail scientifique.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements et notre profonde gratitude à M.

Mohamed Mensous, notre encadreur, pour avoir accepté de diriger ce travail, pour ses conseils précieux et son soutien tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous adressons nos plus vifs remerciements et notre reconnaissance la plus profonde à M.

Youcef Rahmani, notre co-encadreur. Nous le remercions chaleureusement pour son dévouement exceptionnel, sa présence constante à nos côtés et son soutien indéfectible à chaque étape de ce travail. Ses compétences scientifiques, ses orientations rigoureuses et sa patience remarquable face aux exigences du travail de laboratoire ont été un pilier fondamental pour la réussite de cette recherche.

Nous tenons à exprimer notre vive gratitude à M. Eddoud Amar, pour avoir généreusement réalisé les analyses statistiques de notre étude. Nous le remercions chaleureusement pour le temps qu'il nous a consacré, pour ses compétences et ses efforts remarquables qui ont grandement contribué à la valorisation de nos résultats.

Nos sincères remerciements s'adressent également aux membres du jury qui ont honoré notre travail en acceptant d'évaluer ce mémoire, ainsi que pour le temps qu'ils consacreront à l'examen de nos résultats.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à l'ensemble du personnel du Centre de Recherche CRAPC d'Ouargla pour leur accueil chaleureux, leur soutien logistique et pour nous avoir ouvert les portes de leurs laboratoires, nous permettant ainsi de réaliser nos expérimentations dans les meilleures conditions possibles.

Un grand merci tout particulier à Hassan, Ferial, Bouchra et Safaa pour leur aide précieuse, leur générosité et leurs efforts remarquables dans la collecte et la fourniture des échantillons de *Bougainvillea* nécessaires à notre étude pratique.

Enfin, nous remercions chaleureusement nos familles, nos professeurs et tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réussite de ce travail par un mot d'encouragement ou un geste de soutien.

Résumé :

Face à la demande croissante de l'industrie agroalimentaire pour des alternatives naturelles aux colorants de synthèse, cette étude explore le potentiel de sept variants chromatiques de *Bougainvillea spectabilis* en tant que source de bétalaïnes et de composés phénoliques. La démarche méthodologique a combiné l'extraction hydro-éthanolique acidifiée réalisée selon un rapport solide/solvant de 1:100 (0,2 g/20 mL), la spectrophotométrie UV-Visible (quantification des pigments et des phénols totaux), l'évaluation de l'activité antioxydante (test DPPH) et l'analyse colorimétrique selon l'espace CIELAB. La stabilité des extraits a été suivie sur une période de cinq mois à 4°C, et la lyophilisation a été mise en œuvre pour la production de poudres pigmentaires pures. Les analyses statistiques ont révélé des différences hautement significatives entre les différentes couleurs de bractées pour les bétacyanines (Kruskal-Wallis, $p = 0,003$) et les bétaxanthines (ANOVA, $p = 5,87 \times 10^{-32}$), confirmant une hétérogénéité métabolique marquée entre les chémotypes. Le variant **Orange A** présente la charge pigmentaire la plus élevée (98 322,67 µg/g), dominée par les bétaxanthines. À l'inverse, les bractées **Rose Claire** affichent la plus forte teneur en composés phénoliques (5360,42 µg GAE/g). Paradoxalement, l'extrait **Blanc** manifeste l'activité antioxydante la plus performante (80 % d'inhibition), suggérant une synergie avec des métabolites secondaires incolores. Sur le plan technologique, la lyophilisation optimise la saturation colorimétrique (Chroma), tandis que l'étude de stabilité montre une inertie acidobasique supérieure chez les variants oranges et jaunes, contrastant avec la dérive alcaline critique des variants roses. En conclusion, si *B. spectabilis* s'impose comme une source prometteuse de biomolécules multifonctionnelles (colorantes et antioxydantes) Toutefois, leur valorisation industrielle nécessitera des études complémentaires portant sur la sécurité, la toxicité, la stabilité technologique ainsi que sur les exigences réglementaires avant toute application alimentaire.

Mots-clés : *Bougainvillea spectabilis*, Bétalaïnes, Composés phénoliques, Activité antioxydante, Colorimétrie, Lyophilisation.

Abstract:

Faced with the increasing demand from the food industry for natural alternatives to synthetic colorants, this study explores the potential of seven chromatic variants of *Bougainvillea spectabilis* as a source of betalains and phenolic compounds. The methodological approach combined acidified hydro-ethanolic extraction, UV-Visible spectrophotometry (quantification of pigments and total phenolic content), evaluation of antioxidant activity (DPPH assay), and

colorimetric analysis using the CIELAB space. Extract stability was monitored over a five-month period at 4°C, and freeze-drying (lyophilization) was implemented to produce pure pigment powders. The results reveal significant metabolic heterogeneity among the studied chemotypes. The Orange A variant exhibited the highest total pigment load (98,322.67 µg/g), primarily dominated by betaxanthins. Conversely, Light Pink bracts recorded the highest phenolic content (5,360.42 µg GAE/g). Interestingly, the White extract showed the most potent antioxidant performance (80% inhibition), suggesting a synergy with colorless secondary metabolites. From a technological perspective, freeze-drying optimized color saturation (Chroma), while the stability study demonstrated superior acid-base inertia in orange and yellow variants, contrasting with the critical alkaline drift observed in pink variants. In conclusion, while *B. spectabilis* emerges as a promising source of multifunctional biomolecules (colorants and antioxidants), its industrial exploitation as a "clean label" ingredient requires further research to validate its thermal stability and molecular interactions within complex food matrices.

Keywords: *Bougainvillea spectabilis*, Betalains, Phenolic compounds, Antioxidant activity, Colorimetry, Freeze-drying.

ملخص:

استجابةً للطلب المتزايد في الصناعات الغذائية على البدائل الطبيعية للأصباغ الاصطناعية، تهدف هذه الدراسة إلى استكشاف سبعة أنواع لونية من قنابات نبات الجهنمية (*Bougainvillea spectabilis*) كمصدر للبيتالينات والمركبات الفينولية. شملت المنهجية المتبعة الاستخلاص المائي الإيثانولي المحمض، والقياس الطيفي بالأشعة فوق البنفسجية والمرئية لتقدير الأصباغ والفينولات الكلية، وتقييم النشاط المضاد للأكسدة (اختبار DPPH)، والتحليل اللوني وفق فضاء (CIELAB). كما تمت متابعة استقرار المستخلصات لمدة خمسة أشهر عند 4 درجات مئوية، واستخدام تقنية التجفيف بالتجميد (Lyophilization) للحصول على مسحوق صبغي نقي.

كشفت النتائج عن تباين استقلابي كبير بين النماذج الكيميائية المدروسة؛ حيث سجل المتغير "البرتقالي A" أعلى شحنة صبغية (98,322.67 ميكروغرام/غرام)، تهيمن عليه البيتكسانثينات. في المقابل، سجلت القنابات "الوردية الفاتحة" أعلى محتوى من المركبات الفينولية (5360.42 ميكروغرام/غرام). ومن المثير للاهتمام أن المستخلص "الأبيض" أظهر أقوى نشاط مضاد للأكسدة (بنسبة تثبيط 80%)، مما يشير إلى وجود تآزر مع نواتج أيضية ثانوية عديمة اللون. تقنياً، ساهم التجفيف بالتجميد في تحسين تشبع اللون (Chroma)، بينما أظهرت دراسة الاستقرار ثباتاً حمضياً قاعدياً فائقاً في المتغيرات البرتقالية والصفراء، على عكس الانحراف القلوي الملحوظ في المتغيرات الوردية.

في الختام، يُعد نبات الجهنمية مصدراً واعداً للجزيئات الحيوية الطبيعية متعددة الوظائف (ملونة ومضادة للأكسدة). ومع ذلك، فإن استغلاله صناعياً كمكون "تسمية نظيفة (Clean Label)" يتطلب دراسات إضافية للتحقق من استقراره الحراري وتفاعلاته داخل الأوساط الغذائية الحقيقية.

الكلمات المفتاحية: نبات الجهنمية، البيتالينات، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة، القياس اللوني، التجفيف بالتجميد.

Le contenu	Numéro de page
Résumé	
Abstract	
ملخص	
Introduction Générale	01
Chapitre I Matériel et Méthodes	
I.1. Matériel végétal	06
I.2. Extraction des pigments	10
I.3. Analyses physico-chimiques et biochimiques	13
I.4. Obtention et caractérisation physico-chimique de la poudre colorante pure	18
I.5. Synthèse de la démarche méthodologique de caractérisation phytochimique des bétalaines de <i>Bougainvillea spectabilis</i> Wild. (1799)	24
Chapitre II Résultats et Discussion	
II.1. Obtention et aspect visuel des extraits pigmentaires	28

II.2.Dosage des bétalaïnes : bétacyanines, bétaxanthines et bétalaïnes totales	30
II.3. Teneur en composés phénoliques totaux (TPC)	36
II.4. Évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH :	40
II.5.1.Analyse du pH initial et évolution après stockage	44
III.6. Caractérisation colorimétrique CIELAB des bractées de bougainvillier : poudre brute et poudre pure (lyophilisée)	48
Conclusion générale	57
Références	69
Annax	78

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Numéro de page
Tableau 1	Description des couleurs des poudres brutes utilisées pour l'extraction	
Tableau2	: Protocole de préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique (Volume final =10ml)	
Tableau3	Protocole de préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique	
Tableau 04	Structuration des données brutes (Absorbance et %) des trois réplications (r1, r2, r3) pour chaque extrait de <i>Bougainvillea spectabilis</i>	
Tableau 5	Teneurs moyennes calculées (µg) en bétacyanines et bétaxanthines selon la couleur des bractées	
Tableau 6	Bétalaïnes totales, ratio BC/BX et orientation pigmentaire des extraits	
Tableau 7	. Résultats des tests globaux de comparaison des bétalaïnes entre couleurs.	
Tableau 8	Teneurs en composés phénoliques totaux (TPC) des différents extraits de bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> exprimée en µg et mg d'équivalents acide gallique par gramme de matière sèche (GAE/g MS). Les valeurs	

	représentent la moyenne de trois réplifications (n=3) ± écart-type.	
Tableau 9	: Pourcentage moyen d'inhibition (%I SD), écart-type et capacité équivalente (AAEAC) des sept extraits de bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> (n=3).	
Tableau 10	pH après cinq mois et variation moyenne du pH selon la couleur des bractées	
Tableau 11	Clarté L*, chromance C* et angle de teinte h° selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.	
Tableau 12	Coordonnées chromatiques a* et b* selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.	
Tableau 13	. Comparaisons statistiques significatives entre les méthodes de séchage pour les paramètres colorimétriques.	
Tableau 14	. Corrélations de Spearman sélectionnées entre paramètres colorimétriques, pigments et activité antioxydante.	

Liste des figures

Figure	Titre	Numéro de page
Figure 01	Diversité chromatique des bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd. (1799) utilisées dans l'étude <i>(a) Orange A (b) Orange B (c) Violet (d) Blanche(e) Rose clair (e) Jaune (f) Rose foncé(g)</i>	
Figure 02	Dispositif et interfaces de mesure colorimétrique directe de la poudre brute des bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> à l'aide du colorimètre portable WR10 : <i>(a) Illustration du mode opératoire de mesure sur échantillon. (b) Interface d'affichage numérique des coordonnées de clarté et de chromaticité (L*, a*, b*), (c) Diagramme de chromaticité graphique dans l'espace CIE xyY</i>	
Figure 3	Conservation des échantillons dans des flacons hermétiques	
Figure 04	Pesée d'un échantillon de poudre brute	
Figure 05	Pesée de l'acide ascorbique entrant dans la préparation de l'éthanol utilisé comme solvant d'extraction des bétalaïnes <i>(a) Pesée de l'acide ascorbique (b) Flacon d'éthanol utilisé comme solvant d'extraction</i>	
Figure 06	Les étapes principales du protocole d'extraction des bétalaïnes	

	(1) <i>Pesée de la poudre</i> , (2) <i>Solubilisation dans l'éthanol acidifié</i> , (3) <i>Agitation</i> , (4) <i>Chauffage au bain-marie</i> , (5) <i>Centrifugation</i> et (6) <i>Obtention des extraits finaux</i> . (2)	
Figure 07	Étapes d'évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH (A) <i>Préparation de la solution mère de DPPH</i> , (B) <i>Préparation de la gamme d'étalonnage</i> , (C) <i>Ajout du réactif DPPH aux extraits</i> , (D) <i>Incubation des échantillons à l'obscurité</i> .	
Figure 8	Aspect visuel des macérats aqueux obtenus à partir de la poudre de bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> avant l'étape de filtration <i>Teinte rose</i> , <i>B. Teinte violet</i> , <i>C. Teinte orange</i>	
Figure 9	Étapes de clarification et de conditionnement des extraits : (A) <i>Filtration sur papier Whatman n°1</i> , (B) <i>Aspect des filtrats limpides</i> , (C) <i>Répartition des échantillons dans les flacons de lyophilisation</i>	
Figure 10	Échantillons en cours de sublimation à l'intérieur de la chambre de lyophilisation du Christ Alpha 2-4 LSCbasic	
Figure 11	Interfaces numériques de la mesure colorimétrique directe de la poudre pure lyophilisée de <i>Bougainvillea spectabilis</i> (a) <i>affichage des paramètres de chromaticité L*a*b*</i> . (b) <i>affichage des coordonnées de l'espace CIE L*a*b*</i>	
Figure 12	Dispositif expérimental de mesure du potentiel hydrogène (pH) des extraits de <i>Bougainvillea spectabilis</i> à l'aide d'un pH-mètre digital.	
Figure 13	Schéma synthétique de la démarche méthodologique adoptée pour la caractérisation phytochimique des bétalaïnes des bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd. (1799).	
Figure 14:	Aspect visuel des extraits hydro-éthanoliques obtenus à partir des différentes couleurs de bractées de <i>Bougainvillea spectabilis</i> après extraction	
Figure 15	Aspect visuel des extraits hydro-éthanoliques après quatre mois de conservation à 4 °C à l'obscurité	
Figure 16	Teneurs en bétacyanines et bétaxanthines selon la couleur des bractées	
Figure 17	Teneur totale en bétalaïnes selon la couleur des bractées.	
Figure 18	Histogramme représentant la teneur en composés phénoliques totaux (TPC, µg GAE/g MS) des différents extraits de bractées	

	de <i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd. en fonction de la couleur. Les barres d'erreur représentent l'écart-type (n=3).	
Figure 19	Activité antioxydante DPPH des extraits de bougainvillier selon la couleur des bractées	
Figure 20	Courbe du pourcentage d'inhibition (I%) de l'acide ascorbique ($y = 2,6929x + 4,8027$).	
Figure 21	Variation du pH des extraits de bractées de <i>Bougainvillea</i> après cinq mois de conservation	
Figure 22.	Clarté L* des échantillons selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.	
Figure 23	Distribution colorimétrique des échantillons dans le plan a*–b*.	
Figure 24.	Chromance C* des échantillons selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.	
Figure 25	. Relation entre la saturation colorimétrique C* et la teneur totale en bétalaïnes.	

Introduction Générale

Introduction Générale

La couleur constitue l'un des attributs sensoriels les plus déterminants dans l'acceptation et l'évaluation de la qualité des denrées alimentaires par les consommateurs, car elle influence directement la perception de la fraîcheur, du goût et de la valeur nutritionnelle des produits. Pour cette raison, l'industrie agroalimentaire a massivement recours aux additifs colorants afin d'améliorer l'aspect visuel de ses formulations ; toutefois, dans le sillage de la transition écologique et nutritionnelle actuelle, ce secteur fait face au défi majeur de substituer les additifs de synthèse par des alternatives naturelles, biosourcées et fonctionnelles. En effet, les colorants synthétiques, bien que performants techniquement, sont de plus en plus décriés en raison de leur implication potentielle dans des troubles de la santé, tels que l'hyperactivité, les troubles comportementaux chez les enfants ou des réactions allergiques systémiques (Sadowska-Bartosz & Bartosz (2021)

; Sigurdson et al., 2017 ; Stintzing & Carle, 2007). Face à ces préoccupations sanitaires croissantes, les réglementations se durcissent et les préférences des consommateurs se tournent résolument vers des solutions saines et durables. Dans le contexte algérien, la valorisation des ressources végétales locales riches en pigments naturels s'inscrit dans une stratégie de développement durable et de diversification des bioressources à forte valeur ajoutée. À l'échelle internationale, la demande croissante des consommateurs pour des produits « clean label » stimule le développement de colorants d'origine naturelle, en raison de leurs propriétés fonctionnelles et de leur potentiel à remplacer progressivement certains colorants synthétiques. Toutefois, leur valorisation industrielle demeure conditionnée par l'amélioration des procédés d'extraction, l'optimisation de leur stabilité et l'évaluation de leur sécurité d'emploi. Dans cette perspective, l'étude d'espèces végétales présentes en Algérie, telles que *Bougainvillea spectabilis*., représente une approche pertinente pour identifier de nouvelles sources de pigments naturels susceptibles d'être valorisées dans les secteurs agroalimentaire, pharmaceutique et cosmétique (Nabi et al., 2023; Wijesekara & Xu, 2024; Silva et al., 2024).

Parallèlement, cette quête de molécules « multifonctionnelles », capables d'assurer simultanément une fonction colorante, une activité antioxydante ainsi qu'une meilleure stabilité dans certaines applications alimentaires, oriente désormais la recherche vers des biomolécules naturelles.

Parmi les biomolécules naturelles les plus prometteuses, les bétalaïnes suscitent un intérêt scientifique et industriel majeur. Ces pigments azotés vacuolaires et hydrosolubles, exclusifs aux plantes de l'ordre des *Caryophyllales*, se divisent en deux sous-classes : les bétacyanines (rouge-violet) et les bétaxanthines (jaune-orange) (Stintzing & Carle, 2007). Outre leur rôle pigmentaire, les bétalaïnes sont caractérisées par des propriétés antioxydantes notables (Sadowska-Bartosz & Bartosz 2021).

Cette activité biologique est fréquemment amplifiée par la cooccurrence de composés phénoliques, qui représentent également une famille majeure de métabolites secondaires végétaux, contribuant à la défense cellulaire contre les lésions oxydatives (Shaharuddin et al. 2023)

. Contrairement aux anthocyanes, avec lesquelles elles n'interfèrent jamais au sein d'une même plante, les bétalaïnes présentent une stabilité accrue dans des plages de pH allant de 3 à 7, ce qui en fait des candidates idéales pour la coloration de matrices alimentaires peu acides, comme les produits laitiers ou les produits carnés transformés (Ferreira et al., 2024 ; Wu et al., 2022). Néanmoins, les études les plus récentes montrent que l'application des bétalaïnes dans les matrices alimentaires peu ou non acides demeure un défi technologique. Leur stabilité peut être compromise par plusieurs facteurs, notamment la température, l'exposition à la lumière, l'oxygène, les ions métalliques ainsi que les interactions avec les protéines et les lipides présents dans les aliments. Ces contraintes peuvent entraîner une dégradation progressive des pigments, une perte d'intensité colorante et une diminution de leur activité biologique, justifiant ainsi le développement de stratégies de stabilisation telles que l'encapsulation, la lyophilisation ou l'optimisation des conditions de formulation. (Wijesekara & Xu, 2024; Silva et al., 2024). Dans ce cadre, les consommateurs manifestent une préférence croissante pour les produits contenant des ingrédients naturels, tandis que les industriels sont en quête d'alternatives capables de satisfaire simultanément aux exigences de sécurité, de stabilité et de performance technologique (Sigurdson et al., 2017).

Dans ce contexte de substitution, la bioprospection de nouvelles sources végétales locales et abondantes devient une nécessité. *Bougainvillea spectabilis* L. (1753) une plante ornementale, de la famille des Nyctaginaceae (Caryophyllales), largement répandue dans les régions tropicales et subtropicales, et introduite dans d'autres pays, à l'image de l'Algérie. Elle représente une ressource biologique fascinante mais scientifiquement sous-estimée. Ses bractées pigmentées affichent un polymorphisme chromatique exceptionnel allant du violet au rose, jaune et orange, caractérisé par une forte accumulation de bétalaïnes, de composés phénoliques et d'autres métabolites bioactifs (Sharma et al. 2026 ; Li et al., 2025)

. Grâce à sa richesse, sa facilité de culture et toute la gamme de ses couleurs, *B. spectabilis* représente une ressource prometteuse pour la production de colorants naturels durables, et des travaux récents ont

confirmé le potentiel de ses pigments pour diverses applications dans l'alimentation et la pharmacie (Wu et al., 2022 ; Compean-Vargas et al., 2024).

Toutefois, la valorisation efficace des extraits riches en bétalaïnes nécessite une évaluation de leur comportement physico-chimique initial (tel que le pH) et une méthode de stabilisation appropriée pour préserver ces composés sensibles. La lyophilisation, parmi les technologies de séchage, représente une approche d'intérêt majeur pour convertir les extraits fluides en poudres pigmentaires stables tout en réduisant la décomposition des composés bioactifs (Gómez-Espinoza et al. (2024); Rodríguez-Saona et al., 2022).

Bien que la diversité phénotypique de *Bougainvillea spectabilis* soit flagrante, il existe un manque de données comparatives systématiques reliant le profil bétalaïnique spécifique de chaque couleur de bractée à ses propriétés technologiques et biologiques. Le passage d'une plante ornementale à un ingrédient industriel pose plusieurs verrous scientifiques : Comment le polymorphisme chromatique de la plante influence-t-il la concentration relative en bétacyanines et bétaxanthines ?; Quelle est l'influence réelle des procédés de séchage, notamment la lyophilisation, sur la conservation de l'intégrité moléculaire et de la saturation colorimétrique (paramètres CIELAB) ?; Existe-t-il une corrélation directe entre la charge pigmentaire et la capacité de piégeage des radicaux libres (DPPH/ABTS) ?; Dans quelle mesure la dérive du pH au cours du stockage impacte-t-elle la stabilité de ces pigments ?

Dans ce cadre, cette recherche s'inscrit dans la bioprospection et la caractérisation phytochimique des bétalaïnes issues de sept (7) teintes de bractées de *Bougainvillea spectabilis*, afin d'évaluer leur potentiel d'usage comme colorants alimentaires. Ce travail se concentre sur la comparaison des profils pigmentaires à travers une analyse colorimétrique initiale, la quantification des bétalaïnes (bétacyanines et bétaxanthines) par spectrophotométrie UV-Visible, ainsi que l'évaluation des composés phénoliques totaux et de l'activité antioxydante des extraits. De plus, l'évolution du pH des extraits bruts a été suivie entre le jour de l'extraction (Jour 0) et après quatre (5) mois de conservation. Enfin, la lyophilisation a été réalisée pour l'obtention de poudres pigmentaires pures, suivie d'une analyse colorimétrique comparative après leur reconstitution dans l'eau pure, afin d'identifier les variétés de couleur les plus prometteuses pour une application agroalimentaire.

Afin de répondre aux objectifs de cette étude, le présent mémoire suit une structure rigoureuse permettant d'évaluer le potentiel phytochimique des spécimens sélectionnés. Le travail s'articule ainsi autour de deux chapitres principaux : le chapitre I, dédié au matériel et

méthodes utilisés, détaille l'ensemble du cadre expérimental, de la récolte botanique à Ouargla et Bordj Bou Arreridj jusqu'à la mise en œuvre de protocoles analytiques précis (spectrophotométrie, colorimétrie et lyophilisation) ; le chapitre II est consacré à la présentation et à l'interprétation des résultats et leur discussion ; il y est examiné la signature pigmentaire des différents chémotypes, l'impact du mode de séchage sur la qualité des extraits, ainsi que les corrélations liant les paramètres colorimétriques à l'activité antioxydante. Cette approche structurée permet de mettre en lumière l'influence des procédés de conservation sur la préservation des propriétés bioactives des plantes étudiées

Chapitre I

Matériel et Méthodes

I.1. Matériel végétal

I.1.1. Collecte et identification des échantillons

Des échantillons frais de bractées de *Bougainvillea spectabilis* Willd. (1799) ont été collectés dans la wilaya d'Ouargla, Algérie, durant le mois de novembre de l'année 2025, et d'autres à Bordj Bou Arreridj. L'identification de l'espèce végétale a été vérifiée et confirmée comme étant *B. spectabilis* Willd. (1799) par un enseignant spécialiste en taxonomie végétale de l'Université Kasdi Merbah d'Ouargla. Aucun spécimen témoin (voucher specimen) n'a été déposé dans un herbier, ce qui constitue une limite méthodologique de cette étude.

La sélection des bractées a été rigoureusement effectuée sur des spécimens sains et exempts de tout symptôme pathologique, afin de garantir la qualité et l'intégrité des échantillons. Les échantillons prélevés à Ouargla couvrent la gamme chromatique suivante : rose, jaune, orange, orange clair, blanc et rose foncé. Concernant les bractées de couleur violette, celles-ci proviennent d'une source distincte située dans la wilaya de Bordj Bou Arreridj.

Le choix de ces sept couleurs repose sur la diversité phénotypique observée chez *Bougainvillea spectabilis*. Cette sélection permet de couvrir un large éventail de pigmentation susceptible de refléter des différences dans la composition et la teneur en bétacyanines, bétaxanthines et composés phénoliques. L'objectif est ainsi d'évaluer l'influence de la couleur des bractées sur les caractéristiques physicochimiques et l'activité antioxydante des extraits.

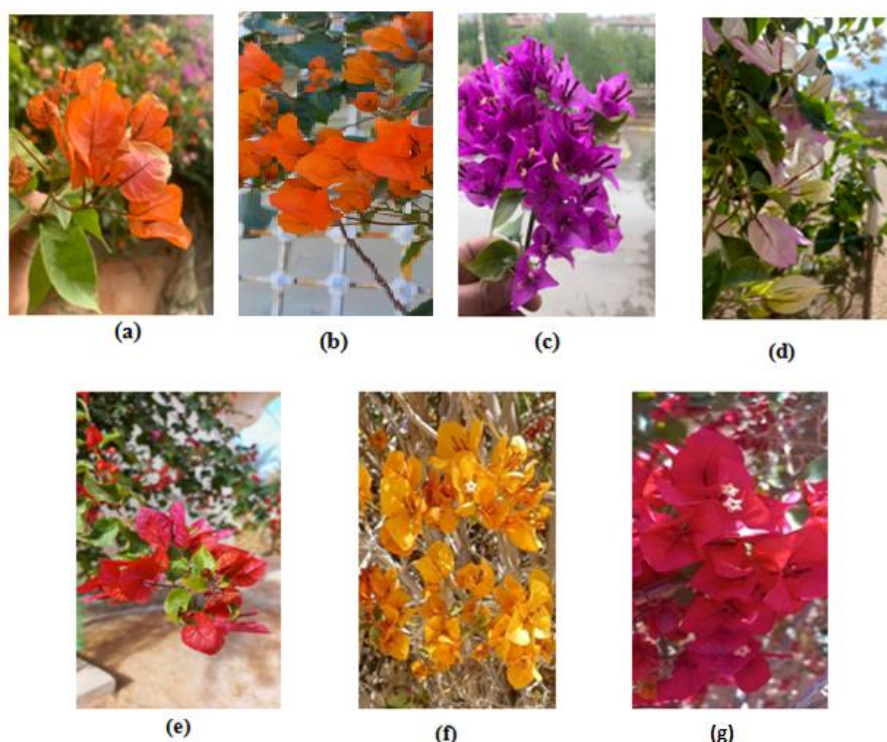


Figure 01: Diversité chromatique des bractées de *Bougainvillea spectabilis* Willd. (1799) utilisées dans l'étude

(a) Orange A (b) Orange B (c) Violet (d) Blanche (e) Rose clair (f) Jaune (g) Rose foncé

I.1.2. Préparation de la matière première (poudre brute):

La préparation de la poudre brute des bractées a été réalisée en trois étapes : le séchage, le broyage et le tamisage, comme décrit ci-dessous.

I.1.2.1. Séchage : Après la dissociation des bractées florales, la matière végétale est séchée à l'obscurité et à température ambiante (22-25 °C) jusqu'à stabilisation du poids. Ce procédé revêt une importance fondamentale pour limiter la dégradation thermique des pigments sensibles [Wu et al., 2022].

I.1.2.2. Broyage et tamisage : Après séchage, les bractées sont réduites en poudre fine et homogène à l'aide d'un broyeur électrique. Cette phase accroît la surface de contact entre le solide et le solvant, améliorant ainsi l'extraction des bétalaïnes [Shivani et al. (2020)].

I.1.3. Caractérisation colorimétrique de la poudre brute

Afin d'identifier avec précision et de standardiser la nomenclature des sept couleurs de bractées de *Bougainvillea* utilisées dans cette étude, une analyse colorimétrique objective a été réalisée directement sur la poudre brute obtenue après tamisage afin de limiter la

subjectivité liée à l'évaluation visuelle. Les mesures ont été effectuées à l'aide d'un colorimètre portable (modèle WR10, ouverture 8 mm), sous illuminant standard D65 et avec un angle d'observation de 10° (Figure 2). Les paramètres colorimétriques L^* , a^* , b^* , C^* et h° ont été enregistrés selon le système **CIELAB**, conformément aux protocoles décrits dans la littérature pour la caractérisation colorimétrique des pigments de *Bougainvillea* (Wu et al., 2022 ; Huang et al., 2022).

Toutes les manipulations ont été effectuées en trois répliques indépendantes (r1, r2, r3) pour chaque échantillon afin d'obtenir des valeurs moyennes utilisées pour les analyses ultérieures.

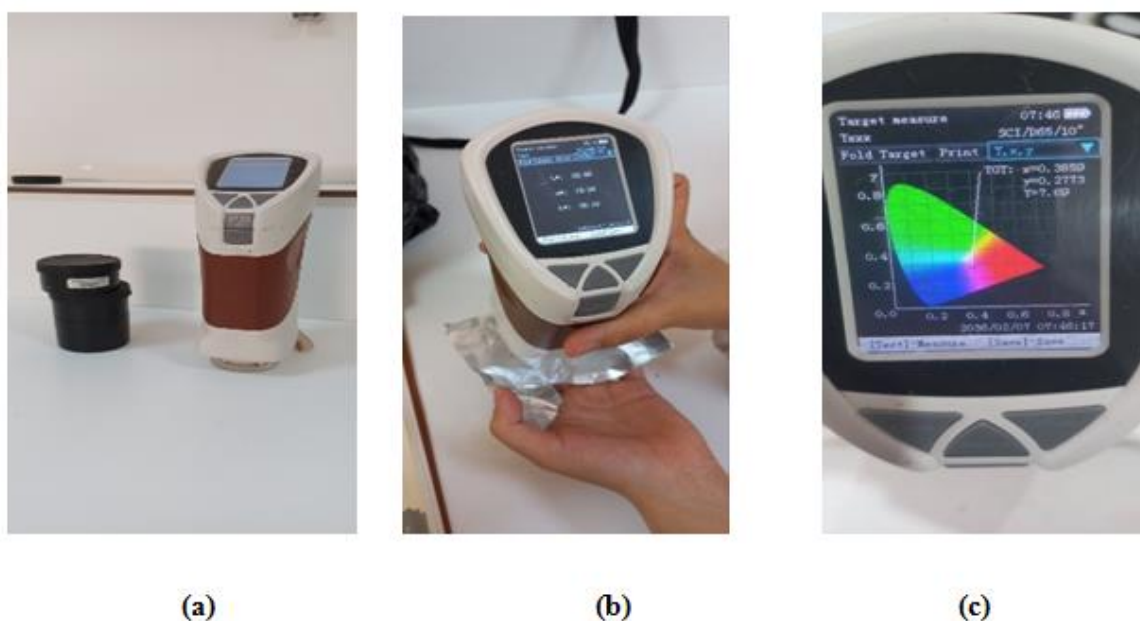


Figure 02: Dispositif et interfaces de mesure colorimétrique directe de la poudre brute des bractées de *Bougainvillea spectabilis* à l'aide du colorimètre portable WR10 :

- (a) Illustration du mode opératoire de mesure sur échantillon. (b) Interface d'affichage numérique des coordonnées de clarté et de chromaticité (L^* , a^* , b^*),
(c) Diagramme de chromaticité graphique dans l'espace CIE xyY

I.1.4. Conservation

La poudre obtenue est conservée dans des flacons en verre hermétiques, étiquetés et protégés de la lumière par un film d'aluminium (Figure 3). Ce conditionnement prévient l'altération photochimique des bétalaines en les isolant de la lumière et de l'oxygène [Wu et al., 2022]. Ce

protocole a été appliqué d'une manière indépendante pour chaque couleur de bractées étudiée (violet, orange, rose, jaune et blanc).



Figure 3:Conservation des échantillons dans des flacons hermétiques

Pour l'extraction des bétalaïnes, une masse de 0,200 g, soit 200 mg, de poudre a été pesée avec précision pour chaque couleur, puis introduite dans des tubes à centrifuger de 50 mL. Chaque extraction a été réalisée en respectant un rapport solide/solvant de 1:100 (m/v), considéré comme favorable à l'extraction efficace des composés bioactifs. Ce ratio permet une bonne dispersion des pigments dans le solvant, tout en limitant les risques de saturation du milieu d'extraction. Le choix de ce rapport s'appuie sur des protocoles expérimentaux antérieurs portant sur l'extraction des bétalaïnes, ayant montré son efficacité dans l'amélioration du rendement d'extraction [Mehta et al. (2024) ; Compean-Vargas et al., 2024].

Par ailleurs, les descriptions de couleur présentées dans le Tableau 1 sont fournies à titre indicatif, afin d'offrir une référence visuelle et qualitative approximative permettant de distinguer les échantillons à l'œil nu. Les paramètres colorimétriques précis et scientifiquement mesurables, notamment L^* , a^* , b^* , C^* , h° ainsi que Y , x et y , feront l'objet d'une analyse détaillée dans la partie Résultats et Discussion.

Tableau 1 : Description des couleurs des poudres brutes utilisées pour l'extraction.

Tubes	Couleur des bractées	Description des couleurs poudres brutes
Tube 01	Rose clair	#6f334d : rose foncé désaturé à nuance violacée
Tube 02	Rose foncé	#66283e : rose très foncé à dominante pourpre.
Tube 03	Violet	#7E486A : mauve rose de tonalité moyenne
Tube 04	Orange (A)	#6D352D : Brun-rouge brûlé
Tube 05	Orange (B)	#803A3E Rouge oxydé désaturé à dominante brune
Tube 06	Jaune	#85532 ^E : Orange foncé modéré
Tube 07	Blanche	#F2E6E : Blanc cassé Avec une nuance rosée
Tube 08		Témoin

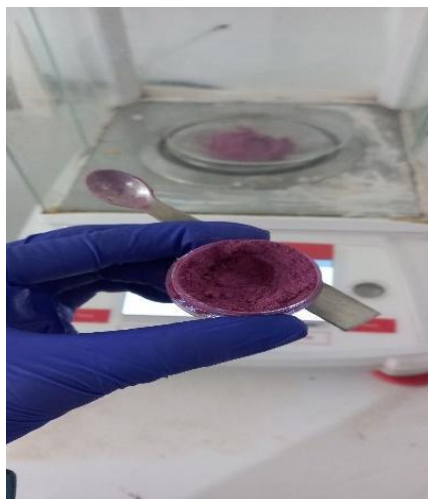


Figure 04 : Pesée d'un échantillon de poudre brute

I.2. Extraction des pigments

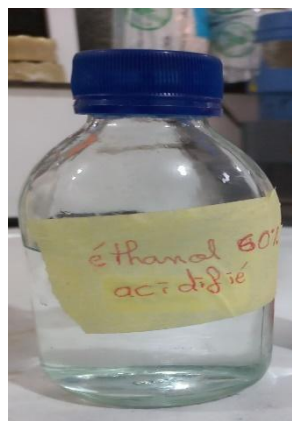
I.2.1.Préparation de la solution d'extraction (éthanol 60% acidifié)

Le solvant d'extraction utilisé était une solution hydro-éthanolique à 60 % (v/v). Le solvant d'extraction utilisé était une solution hydro-éthanolique à 60 % (v/v). Pour préparer un volume final de 250 mL, **156,25 mL d'éthanol à 96 %** ont été prélevés puis complétés avec de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge. Cette concentration a été retenue en raison de son efficacité pour l'extraction des bétalaïnes et des composés phénoliques des bractées de *Bougainvillea spectabilis*, conformément aux résultats rapportés par Compean-Vargas et al. (2024).

Afin d'assurer la stabilité des bétalaïnes et des composés phénoliques, et de prévenir leur oxydation durant l'étape d'extraction, le milieu a été acidifié par l'ajout d'acide ascorbique (0,1%), recommandé pour stabiliser les bétalaïnes en empêchant l'oxydation des pigments et en neutralisant les quinones produites par les polyphénol oxydases [Sadowska-Bartosz & Bartosz, 2021 ; Gangopadhyay et al. (2022)]. Une masse de 0,25 g d'acide ascorbique a été dissoute dans 250 mL de la solution d'éthanol à 60% sous agitation magnétique jusqu'à dissolution complète (Figure 5). Cette solution a été préparée extemporanément et conservée à l'abri de la lumière jusqu'à son utilisation.



(a)



(b)

Figure 05 : Pesée de l'acide ascorbique entrant dans la préparation de l'éthanol utilisé comme solvant d'extraction des bétalaïnes

(a) Pesée de l'acide ascorbique
(b) Flacon d'éthanol utilisé comme solvant d'extraction

I.2.2. Protocole d'extraction des bétalaïnes

L'extraction a été réalisée selon un protocole adapté de Compean-Vargas et al. (2024) (Figure 6). Dans des tubes à centrifuger de 50 mL contenant 0,200 g de poudre de bractées, 20,0 mL de solution d'extraction (éthanol 60% acidifié à 0,1% d'acide ascorbique) ont été ajoutés, correspondant à un rapport solide/liquide de 1:100 (p/v).

Les tubes ont été fermés hermétiquement et agités au vortex pendant 30 secondes, Les tubes ont été placés dans un bain à ultrasons thermostatique (Elmasonic P®, Elma, Allemagne), réglé à une puissance de 80 %, à une température de 50 °C pendant 30 minutes afin d'améliorer l'extraction des composés bioactifs. Cette température a été choisie car elle permet une extraction efficace des bétalaïnes, tout en limitant leur dégradation thermique [Compean-Vargas et al., 2024 ; Wu et al., 2022].

Enfin, les tubes ont été centrifugés à 4000 tours/min (environ $2000 \times g$) pendant 15 minutes à température ambiante. Le surnageant (extrait pigmentaire) a été récupéré pour les étapes ultérieures, tandis que le culot contenant les débris cellulaires a été éliminé.

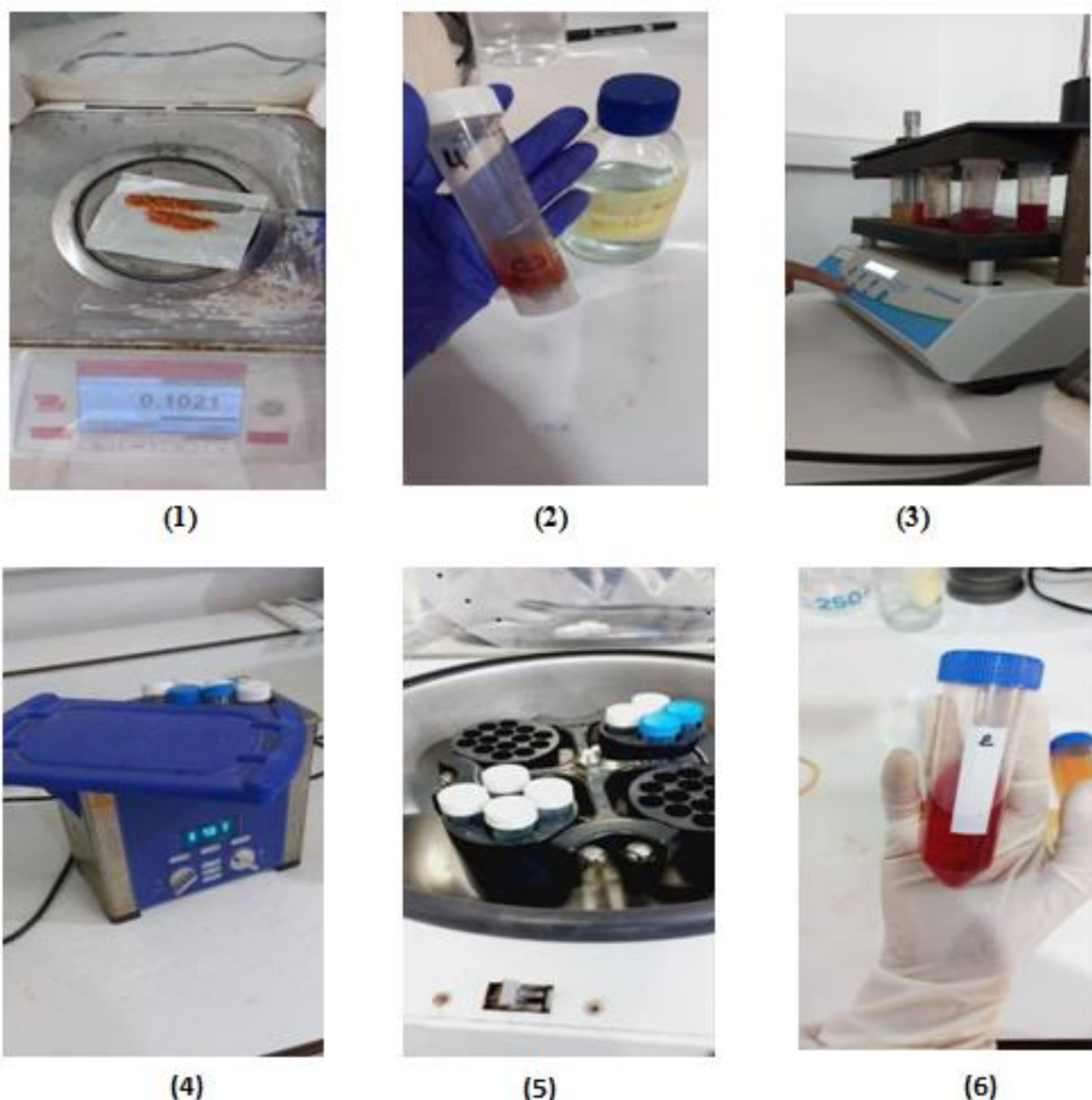


Figure 06: Les étapes principales du protocole d'extraction des bétalaïnes

(1) Pesée de la poudre, (2) Solubilisation dans l'éthanol acidifié, (3) Agitation, (4) Chauffage au bain-marie, (5) Centrifugation et (6) Obtention des extraits finaux.

Le surnageant récupéré après centrifugation a été filtré sur papier Whatman n°1 dans une fiole jaugée de 25 mL. Le culot a été rincé avec 2 mL de solvant d'extraction, recentrifugé, et le second surnageant a été ajouté à la fiole. Le volume a été ajusté à 25 mL avec le solvant d'extraction pour obtenir (l'extrait mère)

Selon l'intensité de la couleur, une dilution au 1/10 a été réalisée (1 mL d'extrait mère + 9 mL de solvant). Le facteur de dilution ($D = 10$) a été enregistré. Les extraits ont été conservés à 4°C à l'abri de la lumière et analysés dans les 48 heures [Wu et al., 2022].

I.3. Analyses physico-chimiques et biochimiques

I.3.1. Dosage spectrophotométrique des bétalaïnes

Les teneurs en bétalaïnes (bétacyanines et bétaxanthines) ont été déterminées par spectrophotométrie UV-Visible selon la méthode décrite par Wu et al. (2022), avec (Stintzing et al., 2005; Castellar et al., 2003). Les absorbances ont été mesurées respectivement à 538 nm pour les bétacyanines et à 480 nm pour les bétaxanthines (Chethana et al., 2007), en utilisant le solvant d'extraction (éthanol 60\% acidifié par l'acide ascorbique) comme blanc.

Les concentrations en bétalaïnes, exprimées en milligrammes par gramme de matière sèche (mg/g) ont été calculées selon l'équation globale suivante (Stintzing et al., 2005) :

$$\text{Teneur en bétalaïnes} \left(\frac{mg}{g} \right) = \frac{A \times DF \times V \times MW}{\varepsilon \times L \times P}$$

A : L'absorbance mesurée (A538 ou A480).

DF : Le facteur de dilution (DF = 10).

V : Le volume total de l'extrait (V = 0,025 L).

P : Le poids de la prise d'essai (P = 0,200 g).

L : Le trajet optique de la cuve (L = 1 cm).

- La teneur en Bétacyanines (BC) est calculée en utilisant le poids moléculaire (MW = 550 g/mol) et le coefficient d'extinction molaire (epsilon = 60 000 { L/mol /cm}).

$$BC \left(\frac{mg}{g} \right) = \frac{A_{538} \times DF \times V \times MW_{BC}}{\varepsilon_{BC} \times L \times P}$$

- La teneur en Bétaxanthines (Bx) est calculée en utilisant le poids moléculaire (MW = 339 g/mol) et le coefficient d'extinction molaire (epsilon = 48 000 L/mol /cm)

$$BX \left(\frac{mg}{g} \right) = \frac{A_{480} \times DF \times V \times MW_{BX}}{\varepsilon_{BX} \times L \times P}$$

- La teneur totale en bétalaïnes (BT) : BT = BC + BX

I.3.2. Dosage des composés phénoliques totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu)

L'objectif de cette étape expérimentale est de déterminer les teneurs en composés phénoliques totaux (TPC) afin d'évaluer leur relation potentielle avec la quantité des bétalaïnes d'une part, et leur contribution dans l'activité antioxydante d'autre part.

La quantification a été réalisée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, selon le protocole décrit par Shaharuddin et al. (2023), et adapté aux conditions expérimentales d'extraction des bractées de *Bougainvillea spectabilis*. selon les approches méthodologiques de Shaharuddin et al. (2023) ainsi que Shivani et al. (2020). Une gamme d'étalonnage a été préalablement préparée en utilisant l'acide gallique comme standard de référence selon les dilutions détaillées dans le tableau 02.

Pour le dosage des échantillons, un volume de 100 µL de chaque extrait de *Bougainvillea spectabilis* conservé durant 4 mois à 4°C à l'obscurité afin de évaluer son potentiel phénolique, dilué préalablement au 1/10 avec le solvant d'extraction, a été introduit dans des tubes à essai. À chaque tube, un volume de 500 µL du réactif de Folin-Ciocalteu (dilué à 10% v/v) a été ajouté. Après une incubation de 5 minutes à température ambiante, un volume de 400 µL d'une solution de carbonate de sodium (Na₂CO₃ à 7,5% w/v) a été additionné pour stopper la réaction et développer la coloration. En parallèle, un tube "Blanc" (témoin) a été préparé sous les mêmes conditions en remplaçant l'extrait végétal par 100 µL du solvant d'extraction. Tous les tubes ont été incubés à l'obscurité pendant 30 minutes à température ambiante.

Les mesures d'absorbance ont été réalisées avec un spectrophotomètre UV-Visible à 765 nm. Toutes les analyses ont été effectuées en triplicat. Les valeurs brutes d'absorbance pour chaque répétition (R1, R2, R3) sont enregistrées dans le tableau des données brutes (Annexe 1).

Les concentrations en phénols totaux ont été extrapolées à partir de l'équation de la droite d'étalonnage de l'acide gallique ($y = 0,001x + 0,5304$). La teneur finale des phénols (TPC) a été calculée selon la formule suivante :

$$TPC = \frac{C \times V \times D}{m \times 1000}$$

TPC : Teneur en composés phénoliques totaux (mg GAE/g MS).

C : Concentration de l'extrait calculée à partir de la courbe d'étalonnage (µg/mL).

V : Volume total du solvant d'extraction utilisé (25 mL).

D : Facteur de dilution appliqué lors du dosage (10).
m : Masse de la prise d'essai de la poudre végétale (0,200 g)

Tableau2 : Protocole de préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique
 (Volume final =10mL)

Tube N °	concentration final ug/ml	volume d'acide gallique standard (ml)	volum d'eau distillée (ml)	volume final du tube (ml)	
T0 (Blanc)	0	0	10	10	
T1	100	2	8	10	
T2	200	4	6	10	
T3	300	6	4	10	
T4	400	8	2	10	
T5	500	10	0	10	

I.3.4. Évaluation de l'activité antioxydante par le test du radical DPPH

L'activité antiradicalaire des différents extraits de *Bougainvillea sp.* a été évaluée par le test du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) selon la méthode standard décrite par Molyneux (2003), avec de légères modifications adaptées aux objectifs comparatifs de cette étude. L'ensemble des étapes séquentielles et opérationnelles de ce protocole expérimental est résumé de manière claire dans la figure 07, illustrant toutes les phases du travail, depuis l'extraction des composés bioactifs des différentes couleurs jusqu'à la phase d'incubation à l'obscurité.

Dans le laboratoire, on a élaboré une solution mère de DPPH à une concentration de 4 mg pour 100 ml d'éthanol pur. La valeur de référence de l'absorbance du contrôle ou du blanc (**A0**), qui correspond à la solution de DPPH sans extrait, a été déterminée à 0,713 à une longueur d'onde de 517 nm.

Pour procéder à l'évaluation des échantillons, un volume exact de 50 µl de chaque extrait coloré, conservé durant 4 mois à 4°C à l'obscurité pour caractériser le maintien de son pouvoir antiradicalaire après cette période de stockage (ou de la solution de référence : acide ascorbique), a été combiné avec 950 µl de la solution de DPPH préparée antérieurement. Après

un mélange homogène à l'aide d'un agitateur de type Vortex, les tubes ont été incubés à température ambiante et à l'obscurité pendant une durée de 30 minutes. À l'issue de la période d'incubation, la densité optique (absorbance) a été immédiatement déterminée à 517 nm au moyen d'un spectrophotomètre UV-Visible. Toutes les mesures ont été réalisées en triple exemplaire (**n=3**) afin de garantir la fiabilité et la précision statistique des résultats.

Le pourcentage d'inhibition et de piégeage du radical DPPH (**%I**) (Wu et al., 2022) pour chaque répétition a été calculé selon la formule mathématique suivante :

$$I\% = \frac{A0 - A1}{A0} \times 100$$

Où (**A0**) représente l'absorbance du contrôle (blanc) et (**A1**) représente l'absorbance en présence de l'échantillon.

À partir de ces calculs, l'efficacité de l'antioxydant de référence (acide ascorbique) a été déterminée par l'extraction de la valeur de la **IC50** (concentration inhibitrice à 50%). Cette valeur a été obtenue par la méthode de régression linéaire de la courbe d'étalonnage reliant le pourcentage d'inhibition aux concentrations progressives d'acide ascorbique utilisées (7,81, 15,62 et 31,25 µg/ml) dont les étapes de préparation par dilution sont résumées dans le tableau 03, en accord avec l'approche méthodologique validée par les travaux de Petricevich et al. (2022).

L'utilisation du test DPPH permet une comparaison biologique rigoureuse de la capacité antioxydante relative (Comparative Antioxidant Capacity) entre les différents extraits d'une même plante à une concentration fixe, sans qu'il soit conceptuellement obligatoire de déterminer la valeur de la **IC50** pour chaque échantillon individuel. Par conséquent, dans le but d'identifier les extraits les plus performants à retenir la plus grande quantité de vitamines et d'antioxydants naturels, l'activité a été exprimée en capacité antioxydante équivalente en acide ascorbique (**AAEAC**, en µg d'équivalent d'acide ascorbique par ml d'extrait). Ces valeurs ont été extrapolées directement à partir de l'équation de la droite d'étalonnage. Cette étude comparative se base, également, sur les travaux scientifiques de Nasrat et al. (2022) concernant

Bougainvillea, qui attestent que la surveillance du taux d'inhibition (%I) et des équivalents antioxydants standards est un moyen sûr et adéquat pour évaluer l'impact des différents solvants ou extraits et déterminer l'échantillon le plus efficace.

L'expression des résultats en termes de pourcentage d'inhibition (%I) et d'AAEAC facilitera, dans le chapitre intitulé « Discussion », l'établissement d'une corrélation directe entre l'activité antioxydante et la concentration en composés phénoliques totaux ainsi qu'en bêta-laines de différentes teintes. Cela permettra d'éclaircir le lien structure-activité et l'effet synergique des métabolites secondaires.

Enfin, afin de garantir la transparence et la clarté de la méthodologie statistique utilisée, la structuration des données brutes comprenant les lectures d'absorbance individuelles et les pourcentages d'inhibition calculés pour chaque répétition (r1, r2, r3) de tous les échantillons est présentée dans le tableau 4.

Tableau3: Protocole de préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide ascorbique

Tube	concentration finale (ug/ml)	volume de solution mère (v1)	volum d'eau distillée (v2)	volume Total
tube 1	31,25	1,25ml (soit 1250ul)	8,75ml	10ml
tube 2	15,62	0,625 ml (soit 625ul)	9,375ml	10ml
tube 3	7,81	0,3125 ml (soit 312,5ul)	9,6875ml	10ml

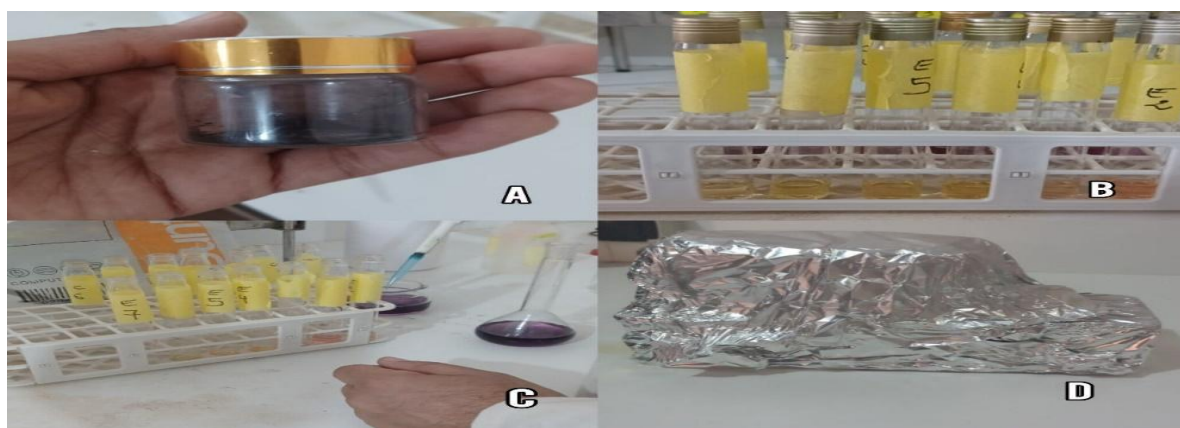


Figure 07 : Étapes d'évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH

(A) Préparation de la solution mère de DPPH, (B) Préparation de la gamme d'étalonnage, (C) Ajout du réactif DPPH aux extraits, (D) Incubation des échantillons à l'obscurité.

Tableau 04: Structuration des données brutes (Absorbance et %I) des trois réplications (r1, r2, r3) pour chaque extrait de *Bougainvillea spectabilis*

Echantillon	Réplication	Absorbance	Pourcentage d'inhibition %I
Ech. 1	r1	0,334	53,1556802
Ech. 1	r2	0,281	60,5890603
Ech. 1	r3	0,269	62,2720898
Ech. 2	r1	0,373	47,6858345
Ech. 2	r2	0,403	43,4782609
Ech. 2	r3	0,362	49,2286115
Ech. 3	r1	0,202	71,6690042
Ech. 3	r2	0,27	62,1318373
Ech. 3	r3	0,464	34,9228612
Ech. 4	r1	0,233	67,3211781
Ech. 4	r2	0,216	69,7054698
Ech. 4	r3	0,223	68,7237027
Ech. 5	r1	0,248	65,2173913
Ech. 5	r2	0,268	62,4123422
Ech. 5	r3	0,248	65,2173913
Ech. 6	r1	0,214	69,9859748
Ech. 6	r2	0,363	49,088359
Ech. 6	r3	0,187	73,772791
Ech. 7	r1	0,129	81,9074334
Ech. 7	r2	0,155	78,2608696
Ech. 7	r3	0,143	79,943899

I.4. Obtention et caractérisation physico-chimique de la poudre colorante pure

I.4.1. Extraction aqueuse, lyophilisation et rendement de la poudre colorante pure

Pour obtenir un extrait sec de haute pureté (poudre pure) tout en préservant l'intégrité des composés bioactifs, les échantillons ont été soumis à une extraction aqueuse, suivie d'une lyophilisation. Selon la littérature, cette méthode figure parmi les plus efficaces pour produire un colorant alimentaire stable, facile à manipuler et adapté aux analyses futures, tout en limitant la dégradation des pigments et des composés bioactifs (Carreón-Hidalgo et al., 2022).

Sur les 7 échantillons initiaux, seulement 5 ont été sélectionnés pour cette phase. L'échantillon de couleur blanche a été éliminé en raison d'une biomasse inadéquate pour la lyophilisation et parce que cette teinte n'est généralement pas employée comme colorant naturel. Le test préliminaire d'extraction éthanolique a également conduit à l'exclusion de l'échantillon de rose foncé, car il a démontré une transformation complète du filtrat en vert, avec la plus grande partie des pigments piégés dans la fraction solide. Cette observation s'aligne avec des études précédentes sur l'impact du solvant sur l'efficacité de l'extraction et l'activité biologique Seki et al. (2026).

Le protocole a été démarré par la macération de 25 g de poudre de bractées dans 250 mL d'eau distillée (ratio 1:10, poids/volume) pendant une durée de vingt-quatre heures à température ambiante et dans l'obscurité. La figure (8) dépeint l'image visuelle des extraits aqueux dérivés de la poudre de bractées de *Bougainvillea spectabilis* avant le processus de filtration, mettant en évidence trois nuances précises : rose, violet, et orange.

Les échantillons ont par la suite été filtrés à l'aide de papier Whatman n°1, puis ils ont été stockés à -20 °C pendant une durée de vingt-quatre heures pour une future sublimation pendant la lyophilisation. La figure (9) montre les phases de clarification et de conditionnement : processus de filtration, caractéristiques des filtrats clairs et distribution des échantillons dans les flacons de lyophilisation. Cette phase a révélé sa capacité à maintenir la stabilité des bétalaïnes, en comparaison avec d'autres techniques de déshydratation (Gómez-Espinoza et al. 2024)



Figure 8: Aspect visuel des macérats aqueux obtenus à partir de la poudre de bractées de *Bougainvillea spectabilis* avant l'étape de filtration

B. Teinte rose , B. Teinte violet, C. Teinte orange

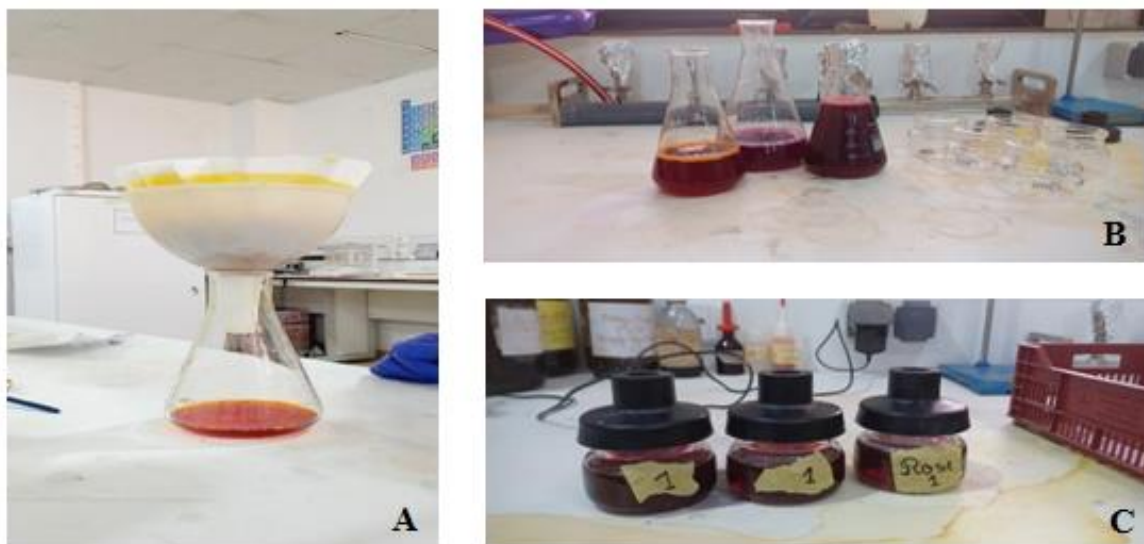


Figure 9: Étapes de clarification et de conditionnement des extraits :

(A) Filtration sur papier Whatman n°1, (B) Aspect des filtrats limpides, (C) Répartition des échantillons dans les flacons de lyophilisation

Les cinq échantillons retenus ont ensuite été soumis à une lyophilisation continue de cinq jours à l'aide du lyophilisateur Christ Alpha 2-4 LSCbasic, sous une pression réduite (< 0,1 mbar) et à une température de condensation de -55 °C. La figure (10) montre les échantillons en cours de sublimation dans la chambre de lyophilisation. Ces conditions permettent une élimination quasi complète de l'eau sans altérer la structure des pigments, comme l'ont démontré des études sur la stabilité des bétalaïnes après lyophilisation (Castro-Enríquez et al. 2020).



Figure 10 : Échantillons en cours de sublimation à l'intérieur de la chambre de lyophilisation du Christ Alpha 2-4 LSCbasic.

En raison de la forte hygroscopicité des poudres obtenues (Annexe 2), celles-ci ont été immédiatement placées dans des flacons en verre hermétiquement fermés. Les bouchons en liège utilisés initialement ont été remplacés par des bouchons plastiques à double étanchéité afin d'assurer une isolation optimale contre l'humidité. Pour prévenir toute photodégradation, les flacons ont été enveloppés de papier aluminium et conservés au réfrigérateur à 4 °C, conformément aux recommandations récentes visant à maintenir la stabilité des pigments (Carreón-Hidalgo et al., 2022).

Enfin, le rendement d'extraction (R) a été calculé pour chaque couleur en utilisant la formule suivante :

$$R (\%) = (M_{ext} / M_{ech}) \times 100$$

Où :

M_{ext} : Masse de la poudre lyophilisée obtenue (g)

M_{ech} : Masse initiale de l'échantillon végétal traité (g)

I.4.2. Évaluation colorimétrique de la poudre lyophilisée

Suite à la phase de lyophilisation, la poudre raffinée récupérée a été directement soumise à une analyse colorimétrique quantitative. L'intention majeure de cette épreuve n'est pas d'identifier les appellations des couleurs (comme cela a déjà été réalisé en utilisant la matière première), mais plutôt de se focaliser sur l'examen des caractéristiques visuelles et optiques finales du produit pur.

Cette étape permet d'évaluer l'impact du processus de lyophilisation sur la conservation des pigments, ainsi que de déterminer la densité et la pureté des pigments de bétalaïnes obtenus.

Les mesures ont été réalisées directement sur la poudre lyophilisée de *Bougainvillea sp.* à l'aide d'un colorimètre portable (Model WR10, 8mm), sous l'illuminant standard D65 et un angle d'observation de 10° (Figure10). Lors de cette évaluation, cinq paramètres numériques fondamentaux de la Commission Internationale de l'Éclairage (CIE) ont été enregistrés : la clarté (**L***), l'indice de chromaticité vert/rouge (**a***), l'indice bleu/jaune (**b***), la saturation ou pureté de la couleur (**C***) et l'angle de teinte (**h°**). Toutes les manipulations ont été effectuées en trois répliques indépendantes pour chaque échantillon afin de garantir la précision des données avant de passer aux analyses biochimiques. Cette approche méthodologique s'appuie sur des protocoles issus d'études en accès ouvert concernant les propriétés optiques de la bougainvillée (Wu et al., 2022 ; Huang et al., 2022).



Figure 11 : Interfaces numériques de la mesure colorimétrique directe de la poudre pure lyophilisée de *Bougainvillea spectabilis*

(a) affichage des paramètres de chromaticité $L^*C^*h^*$.

(b) affichage des coordonnées de l'espace CIE $L^*a^*b^*$

Afin d'évaluer les propriétés physico-chimiques et de comprendre le comportement des pigments colorés de la plante bougainvillier (*Bougainvillea spectabilis*), le pH a été déterminé pour tous les extraits hydro-éthanoïques bruts obtenus. Cette mesure a été effectuée de manière comparative entre les extraits frais (préparés récemment) et les extraits stockés depuis 4 mois. La durée de stockage retenue correspond à une période de conservation à moyen terme, choisie afin de permettre l'apparition d'éventuelles modifications physicochimiques des extraits pigmentaires, notamment en ce qui concerne leur stabilité et l'évolution de leur pH, tout en restant compatible

I.4.3. Évaluation du pH et de la stabilité des extraits

avec des conditions de stockage habituellement utilisées au laboratoire., permettant ainsi d'estimer l'effet du vieillissement et du temps de stockage sur la stabilité des solutions colorées.

L'utilisation du système de solvant aqueux-éthanolique (éthanol 60% acidifié à l'acide ascorbique) est méthodiquement soutenue par les travaux des chercheurs Abarca-Vargas et Petricevich (2020), qui ont prouvé que le milieu aqueux-éthanolique améliore l'efficacité de l'extraction des composés phénoliques et pigmentaires par rapport à l'eau pure seule.

Les mesures de pH des extraits bruts ont été effectuées à température ambiante (25°C) à l'aide d'un pH-mètre numérique préalablement étalonné avec des solutions de référence (pH 4,00 et 7,00). Avant de commencer le processus de mesure réel, l'électrode de l'appareil a d'abord été immergée dans de l'eau distillée. Ensuite, l'électrode a été immergée verticalement dans chaque échantillon liquide (figure 12). Cette description est nécessaire, car selon l'étude de Wu et al. (2022), la stabilité des bétacyanines extraites des fleurs de bougainvillier dépend étroitement du pH du milieu et des conditions de conservation, où une stabilité colorimétrique idéale est observée dans une plage de pH allant de 5 à 6, tandis que les milieux très acides ou alcalins entraînent la dégradation des pigments et l'apparition du phénomène de décoloration.



Figure 12 : Dispositif expérimental de mesure du potentiel hydrogène (pH) des extraits de *Bougainvillea spectabilis* à l'aide d'un pH-mètre digital.

1.5. Synthèse de la démarche méthodologique de caractérisation phytochimique des bétalaïnes de *Bougainvillea spectabilis* Willd. (1799)

La démarche méthodologique adoptée dans cette étude débute par la collecte de bractées fraîches de *Bougainvillea spectabilis* Willd. provenant de différentes localités et présentant une diversité de couleurs. Après identification botanique de l'espèce, seuls les échantillons sains et exempts de symptômes pathologiques ont été retenus afin de garantir la qualité du matériel végétal. Les bractées ont ensuite été préparées sous forme de poudre brute par dissociation, séchage à l'obscurité et à température ambiante, broyage puis tamisage. Cette poudre a été conservée dans des flacons hermétiques protégés de la lumière afin de limiter l'oxydation et la dégradation photochimique des pigments. Une caractérisation colorimétrique initiale a été réalisée sur la poudre brute à l'aide d'un colorimètre portable, selon les espaces CIE xyY et CIE LabCh°, afin de déterminer objectivement les paramètres de couleur de chaque échantillon (Figure 13).

L'extraction des pigments a ensuite été réalisée à partir de la poudre brute en utilisant une solution hydroéthanolique à 60 %, acidifiée par l'acide ascorbique à 0,1 %. Ce solvant a été choisi pour favoriser l'extraction des bétalaïnes tout en préservant leur stabilité. Pour chaque couleur, une masse de 0,200 g de poudre a été mise en contact avec 20 mL de solvant selon un rapport solide/liquide de 1:100. Les tubes ont été agités au vortex, soumis à une extraction assistée par ultrasons à 50 °C, puis centrifugés afin de séparer le surnageant pigmentaire du résidu végétal. Les extraits obtenus ont été filtrés, ajustés à un volume final de 25 mL, éventuellement dilués, puis conservés à 4 °C à l'abri de la lumière avant les analyses (Figure 13).

Les extraits pigmentaires ont fait l'objet de plusieurs analyses physico-chimiques et biochimiques afin d'évaluer leur composition et leur potentiel fonctionnel. Les bétacyanines et les bétaxanthines ont été dosées par spectrophotométrie UV-Visible aux longueurs d'onde respectives de 538 nm et 480 nm, permettant de calculer la teneur totale en bétalaïnes. Les composés phénoliques totaux ont été déterminés par la méthode de Folin-Ciocalteu, tandis que l'activité antioxydante a été évaluée par le test DPPH, exprimée en pourcentage d'inhibition et en équivalent acide ascorbique. En parallèle, une extraction aqueuse suivie d'une filtration, d'une congélation et d'une lyophilisation a permis d'obtenir une poudre colorante pure, dont le rendement et les caractéristiques colorimétriques ont été déterminés. Enfin, la mesure du pH

des extraits frais et stockés a permis d'apprécier la stabilité des pigments au cours de la conservation (Figure 13).

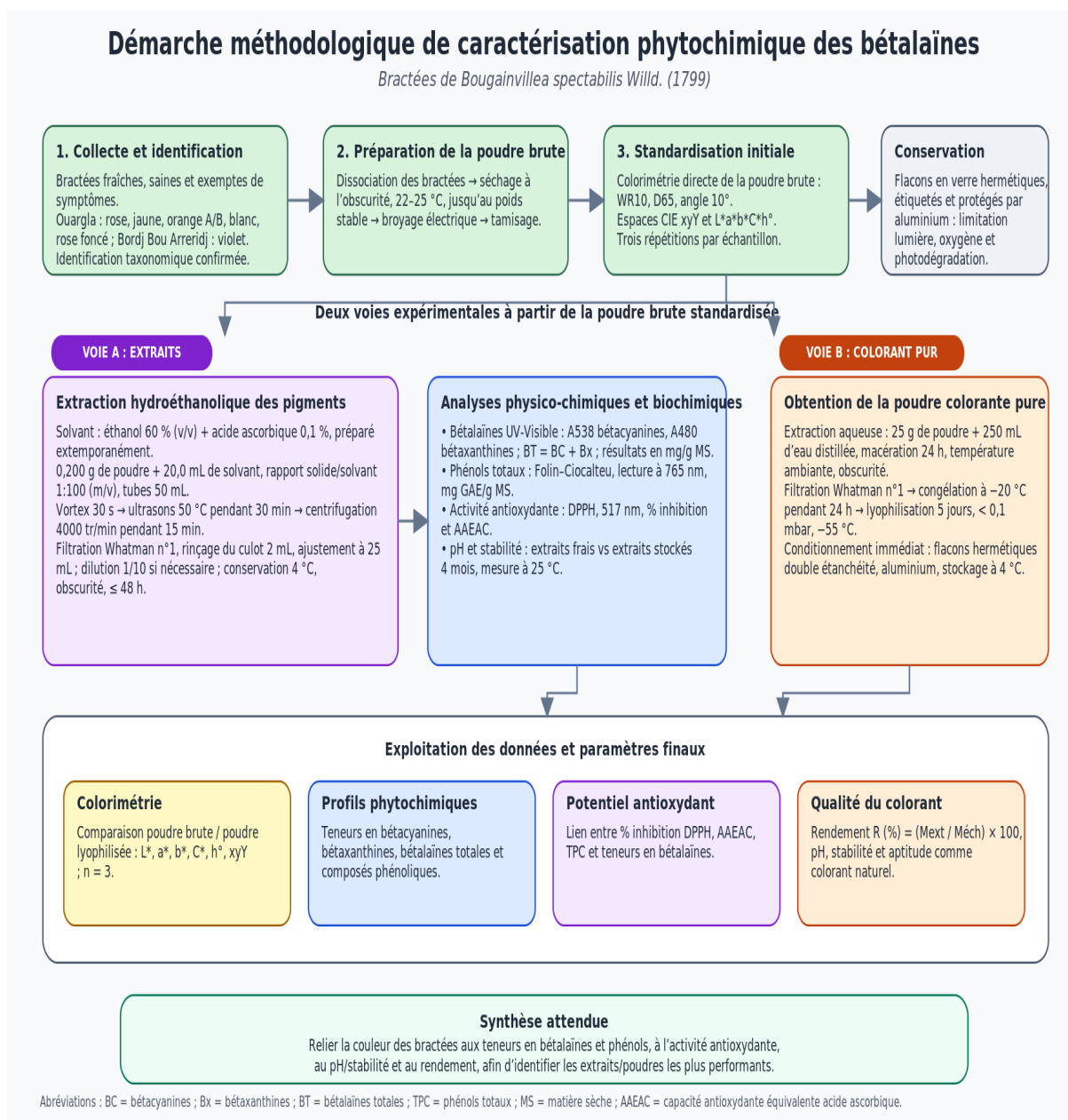


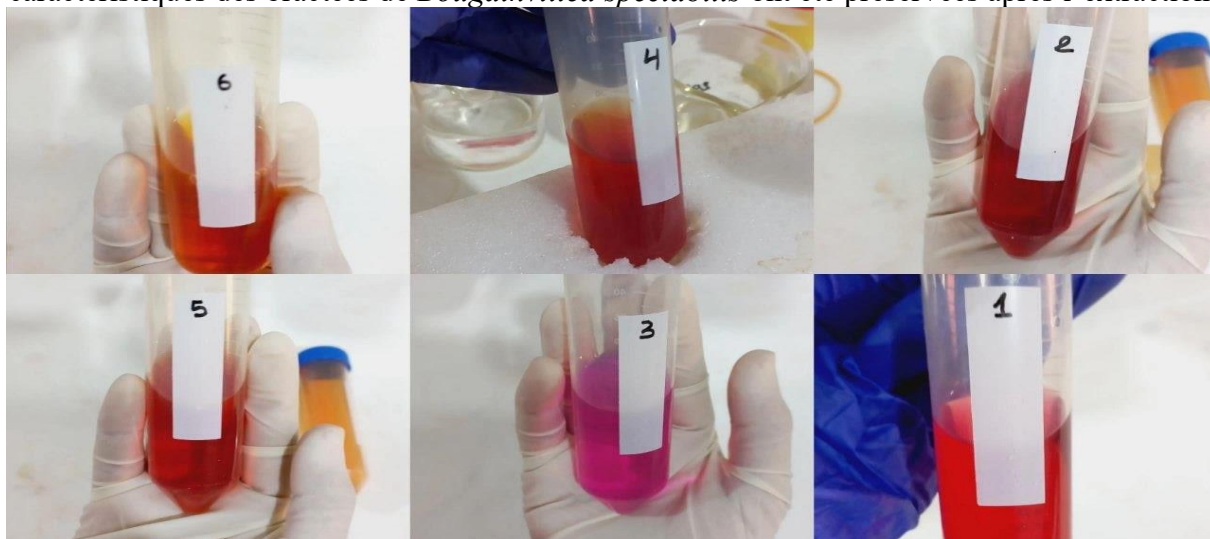
Figure 13 : Schéma synthétique de la démarche méthodologique adoptée pour la caractérisation phytochimique des bétalaïnes des bractées de *Bougainvillea spectabilis* Willd. (1799).

Chapitre II

Résultats et Discussion

II.1. Obtention et aspect visuel des extraits pigmentaires

L'observation visuelle des extraits obtenus montre que les différentes teintes caractéristiques des bractées de *Bougainvillea spectabilis* ont été préservées après l'extraction.



Les extraits présentaient des colorations nettes et homogènes, traduisant une bonne solubilisation des pigments naturels présents dans le matériel végétal (Figures 14 et 15).

Figure 14: Aspect visuel des extraits hydro-éthanoliques obtenus à partir des différentes couleurs de bractées de *Bougainvillea spectabilis* après extraction.

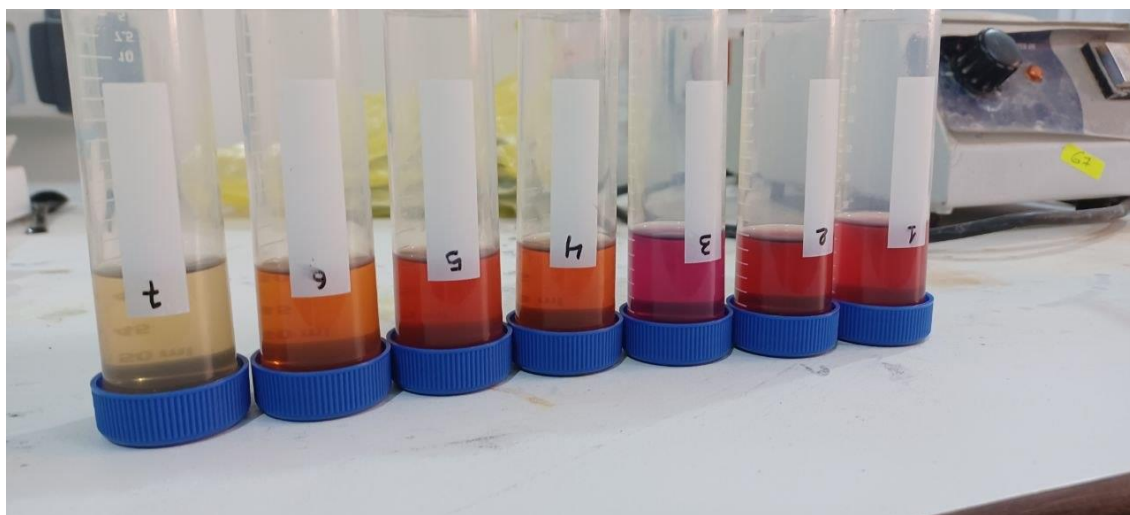


Figure 15 : Aspect visuel des extraits hydro-éthanoliques après quatre mois de conservation à 4 °C à l'obscurité

Cette efficacité peut être attribuée au système d'extraction hydro-éthanolique utilisé dans cette étude. En effet, le mélange hydroé_ thanolique à 60 % est largement reconnu pour sa capacité à extraire efficacement les composés polaires et semi-polaires, notamment les bétalaïnes et les composés phénoliques. Selon **Mehta et al. (2024)**, les solvants hydroalcooliques permettent une meilleure récupération des pigments de Bougainvillea que l'eau seule, grâce à une meilleure pénétration dans les tissus végétaux et à une solubilisation plus efficace des métabolites bioactifs.

Le rapport solide/solvant de 1:10 (m/v) utilisé au cours de l'extraction semble également avoir été approprié. Un volume suffisant de solvant favorise les phénomènes de diffusion et améliore le transfert des composés pigmentaires depuis la matrice végétale vers le milieu d'extraction. Des rapports similaires ont été recommandés dans plusieurs études portant sur l'extraction des pigments naturels et des composés phénoliques à partir de matrices végétales riches en bétalaïnes **Seki et al. (2026) ;Shivani et al. (2020)**.

Par ailleurs, l'acidification du milieu par l'acide ascorbique a probablement joué un rôle protecteur vis-à-vis des pigments extraits. Les bétalaïnes sont connues pour être sensibles à l'oxydation, à la lumière et aux conditions de stockage. L'acide ascorbique agit comme agent antioxydant et contribue à limiter les réactions de dégradation pigmentaire durant l'extraction et la conservation (**Otálora et al. (2020) ;Gangopadhyay et al. (2022)**)

Il est également intéressant de souligner que les extraits ont conservé leurs caractéristiques visuelles générales après environ quatre à cinq mois de stockage à 4 °C et à l'obscurité. L'absence de décoloration importante observée visuellement suggère une stabilité satisfaisante des pigments dans les conditions de conservation adoptées. Cette observation est cohérente avec les travaux rapportant que le maintien d'un pH adapté, l'utilisation d'un milieu antioxydant et le stockage à basse température améliorent significativement la stabilité des bétalaïnes au cours du temps **Gómez-López et al. (2021) ; Wu et al. (2022)**

Ainsi, les observations visuelles réalisées sur les extraits confirment l'efficacité du protocole d'extraction employé ainsi que la bonne préservation des pigments durant la période de conservation précédant les analyses biochimiques.

Sur le plan biologique, les différences de coloration observées entre les extraits traduisent probablement des variations dans les proportions de bétacyanines, responsables des teintes rouges à violacées, et de bétaxanthines, responsables des teintes jaunes à orangées, pigments naturellement présents dans les bractées de *Bougainvillea spectabilis* **Sadowska-Bartosz & Bartosz (2021)**. La bonne stabilité visuelle des extraits avant les analyses suggère également que les conditions d'extraction et de conservation ont permis de limiter la dégradation de ces pigments. En effet, les bétalaïnes sont reconnues pour être sensibles à la chaleur, à la lumière, à l'oxygène et aux variations de pH, tandis que l'optimisation des conditions d'extraction contribue à préserver leur stabilité. Ces observations sont en accord avec les résultats de Shaharuddin et al. (2023), qui ont montré que les conditions d'extraction influencent directement la préservation des bétalaïnes, ainsi qu'avec la synthèse récente de Sharma et al. (2026), qui souligne que les pigments des bractées de *Bougainvillea spectabilis* présentent un bon potentiel comme colorants naturels lorsque leur stabilité est préservée.

II.2. Dosage des bétalaïnes : bétacyanines, bétaxanthines et bétalaïnes totales

II.2.1. Teneur en bétacyanines et bétaxanthines

Le tableau 5 présente les teneurs moyennes calculées en bétacyanines et bétaxanthines pour chaque couleur de bractées. Les valeurs sont issues de trois répétitions par modalité pigmentaire. La figure 16 complète cette lecture en séparant visuellement les deux familles de bétalaïnes afin de comparer la signature pigmentaire de chaque couleur.

Tableau 5 : Teneurs moyennes calculées (µg) en bétacyanines et bétaxanthines selon la couleur des

bractées.

Échantillon	Pigment	N	Moyenne calculée	Écart-type	SE	CV (%)	Alerte absorbance
Rose_Foncé	Bétacyanines (BC)	3	20 703	4,96	2,86	0,02	Absorbance très élevée > 2
Rose_Claire	Bétacyanines (BC)	3	13 028	15,70	9,07	0,12	Absorbance élevée > 1,5
Violette	Bétacyanines (BC)	3	8 538	1,08	0,62	0,01	Absorbance acceptable
Orange_B	Bétacyanines (BC)	3	7 897	16,15	9,32	0,20	Absorbance acceptable
Orange_A	Bétacyanines (BC)	3	7 520	4,41	2,55	0,06	Absorbance acceptable
Jaune	Bétacyanines (BC)	3	3 175	2,85	1,65	0,09	Absorbance acceptable
Blanche	Bétacyanines (BC)	3	901,88	31,21	18,02	3,46	Absorbance acceptable
Orange_A	Bétaxanthines (BX)	3	90 803	405,17	233,92	0,45	Absorbance très élevée > 2
Orange_B	Bétaxanthines (BX)	3	47 427	56,81	32,80	0,12	Absorbance très élevée > 2
Jaune	Bétaxanthines (BX)	3	42 717	10,03	5,79	0,02	Absorbance très élevée > 2
Rose_Foncé	Bétaxanthines (BX)	3	41 094	13,00	7,50	0,03	Absorbance très élevée > 2
Rose_Claire	Bétaxanthines (BX)	3	19 846	9,54	5,51	0,05	Absorbance acceptable
Violette	Bétaxanthines (BX)	3	6 205	12,18	7,03	0,20	Absorbance acceptable
Blanche	Bétaxanthines (BX)	3	2 880	36,83	21,27	1,28	Absorbance acceptable

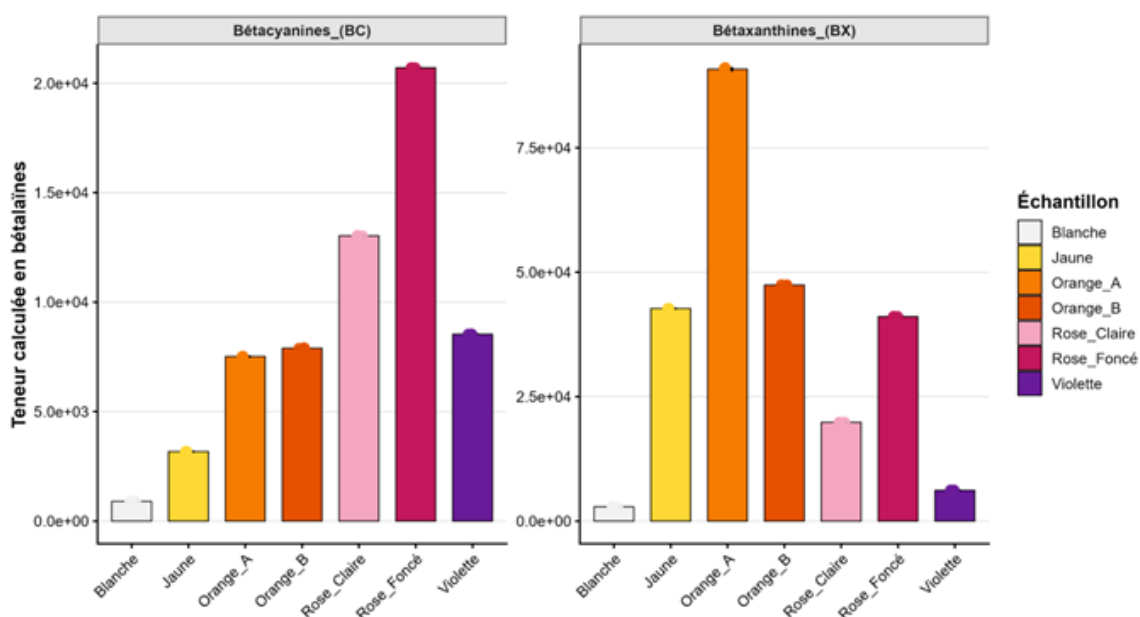


Figure 16 : Teneurs en bétacyanines et bétaxanthines selon la couleur des bractées.

L'analyse des résultats montre une structuration nette des profils pigmentaires en fonction de la couleur des extraits. Les bractées roses et violettes présentent une contribution marquée en bétacyanines, avec un maximum calculé chez Rose_Foncé (20 703,48 ug/g), suivi de Rose_Claire (13 027,72 ug/g) et Violette (8 538,09ug/g). En revanche, l'échantillon Blanche ne montre qu'une teneur résiduelle (901,88ug/g). Les bractées orangées et jaunes affichent une forte orientation bétaxanthinique. La fraction en bétaxanthines est largement dominée par Orange_A (90 802,52ug/g), suivie par Orange_B (47 427,47ug/g), Jaune (42 716,67ug/g) et Rose_Foncé (41 094,36ug /g).

Sur le plan analytique, la dispersion intra-échantillon est globalement très faible (CV < 1 %), ce qui témoigne d'une excellente reproductibilité numérique des lectures spectrophotométriques. Néanmoins, plusieurs valeurs d'absorbance dépassent le seuil critique de 2, notamment pour les bétaxanthines chez Orange_A, Orange_B, Jaune et les deux fractions chez Rose_Foncé. Ces absorbances très élevées indiquent une saturation potentielle du signal et une sortie de la zone de linéarité, ce qui impose de considérer ces concentrations comme des valeurs comparatives nécessitant, à l'avenir, une gamme de dilution plus élargie pour une quantification absolue .

Ces profils pigmentaires sont cohérents avec les observations de Wu et al. (2022) et Li et al.(2025)

qui ont montré, sur des extraits de bractées de *Bougainvillea*, que la présence exclusive de bétacyanines détermine les teintes violettes, les bétaxanthines seules confèrent les teintes jaune-orangées, et leur coexistence produit des teintes rouges variables.

II.2.2. Teneurs en bétalaïnes totales et ratio pigmentaire (BC/BX)

L'analyse séparée des deux fractions pigmentaires est complétée par le calcul des bétalaïnes totales et du ratio BC/BX. Ce ratio constitue un indicateur synthétique de l'orientation pigmentaire : un rapport supérieur à 1 traduit une dominance relative des bétacyanines, tandis qu'un rapport inférieur à 1 indique une dominance des bétaxanthines. Le tableau 6 classe les échantillons selon leur charge pigmentaire totale et leur orientation chromatique calculée.

Dans notre étude, la couleur Violette présente le seul ratio BC/BX supérieur à 1 (1,38), confirmant la dominance des bétacyanines pour cette nuance, tandis qu'Orange_A affiche le ratio le plus faible (0,08) (Tableau 6), caractéristique d'une dominance bétaxanthinique marquée.

Tableau 6. Bétalaïnes totales, ratio BC/BX et orientation pigmentaire des extraits.

Échantillon	BC moyenne	BX moyenne	Bétalaïnes totales	Ratio BC/BX	Orientation pigmentaire	Potentiel
Orange_A	7 520	90 803	98 323	0,08	Dominance BX (jaune-orange)	Très élevé
Rose_Foncé	20 703	41 094	61 798	0,50	Dominance BX (jaune-orange)	Très élevé
Orange_B	7 897	47 427	55 324	0,17	Dominance BX (jaune-orange)	Élevé
Jaune	3 175	42 717	45 891	0,07	Dominance BX (jaune-orange)	Élevé
Rose_Claire	13 028	19 846	32 874	0,66	Dominance BX (jaune-orange)	Intermédiaire
Violette	8 538	6 205	14 743	1,38	Dominance BC (rouge-violet)	Faible
Blanche	901,88	2 880	3 782	0,31	Dominance BX (jaune-orange)	Faible

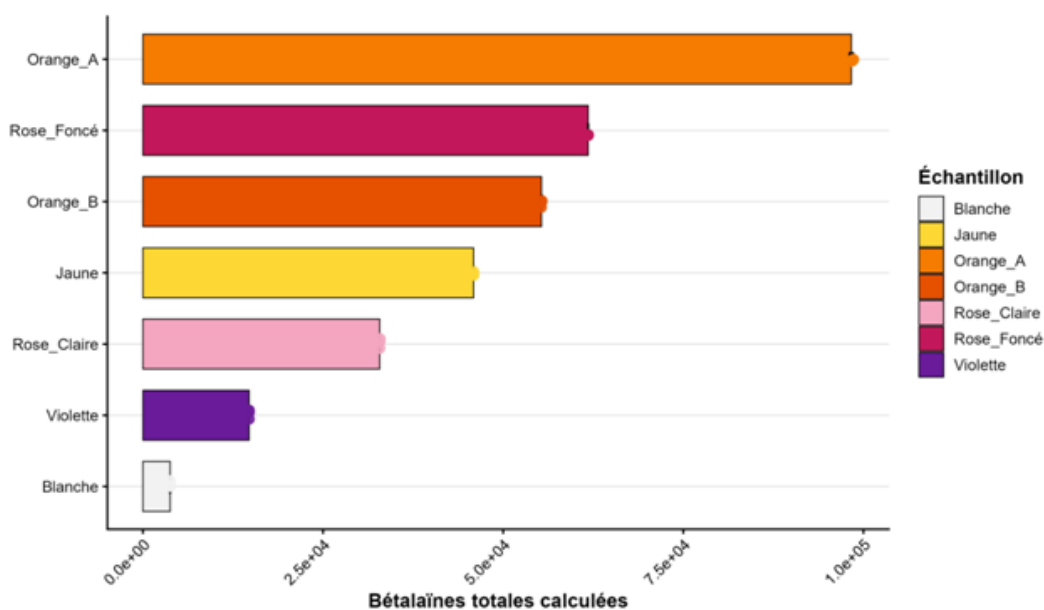


Figure 17 . Teneur totale en bétalaines selon la couleur des bractées.

Le potentiel pigmentaire total est largement dominé par l'échantillon Orange_A (98 322,67ug/g), suivi de loin par Rose_Foncé (61 797,84ug/g), Orange_B (55 324,06ug/g), Jaune (45 891,50ug/g), Rose_Claire (32 874,03ug/g), Violette (14 743,26ug/g) et Blanche (3 781,74ug/g) (Tableau 6, Figure 17). Ces résultats montrent que l'intensité visuelle macroscopique ne reflète pas toujours la même complexité moléculaire : Orange_A doit sa performance presque exclusivement aux bétaxanthines, alors que Rose_Foncé combine des niveaux élevés des deux familles de pigments.

L'orientation chromatique, définie par le ratio BC/BX, confirme une dominance bétaxanthinique relative (ratio < 1) pour la quasi-totalité des extraits. Orange_A, Jaune et Orange_B affichent des ratios très faibles (0,08 ; 0,07 ; 0,17) (Tableau 6), compatibles avec une orientation jaune-orange. Rose_Claire et Rose_Foncé restent également dominés par les bétaxanthines en valeur calculée totale (0,66 ; 0,50) (Tableau 6), mais leur fraction bétacyanine élevée explique leur position chromatique rose à rose foncé. La teinte Violette constitue le seul échantillon à ratio supérieur à 1 (1,38) (tableau 6), indiquant une dominance relative des bétacyanines, compatible avec la composante rouge-violette attendue.

II.2.3. Comparaison statistique entre couleurs

Les différences entre couleurs ont été évaluées par des tests globaux adaptés aux conditions de distribution et d'homogénéité. Pour les bétaxanthines, les conditions ont conduit à retenir une ANOVA classique, tandis que les bétacyanines ont été comparées par Kruskal-Wallis. Le Tableau 7 résume les résultats statistiques principaux.

Tableau 7. Résultats des tests globaux de comparaison des bétalaïnes entre couleurs.

Paramètre	Test global	Statistique	ddl	p-value	Interprétation	Taille d'effet
Bétacyanines (BC)	Kruskal-Wallis	19,636	6	0,003	Hautement significatif	$\varepsilon^2 = 0.974$ (large)
Bétaxanthines (BX)	ANOVA classique	112 710	6	5,87e-32	Très hautement significatif	$\eta^2 = 1.000$

Les différences inter-couleurs sont hautement structurées. Les bétaxanthines présentent une différence très hautement significative entre couleurs ($p = 5,87 \times 10^{-32}$), avec une taille d'effet quasi totale ($\eta^2 \approx 1,000$). Les tests globaux confirment que la couleur des bractées est associée à une différenciation pigmentaire majeure. Les bétaxanthines présentent une différence très hautement significative entre les modalités (ANOVA, $p = 5,87 \times 10^{-32}$; $\eta^2 = 1,000$), portée principalement par la discrimination de l'échantillon Orange_A. Les bétacyanines montrent également une hétérogénéité hautement significative (Kruskal-Wallis, $p = 0,003$; $\varepsilon^2 = 0,974$), notamment entre les bractées roses riches et les modalités jaunes ou peu pigmentées. La portée statistique doit néanmoins être lue conjointement avec les limites analytiques signalées précédemment, notamment les absorbances très élevées et le faible nombre de répétitions.

II.2.4. Analyse des profils bétalaïniques et potentiel de valorisation technologique

Les bétalaïnes sont recherchées comme colorants naturels hydrosolubles en raison de leur pouvoir colorant, de leur origine végétale, de leur compatibilité avec des applications alimentaires et de leurs propriétés antioxydantes rapportées.

Dans cette étude, Orange_A apparaît comme le meilleur candidat pour une valorisation fondée sur une accumulation totale élevée de bétalaïnes (98 322,67ug /g) et une dominance bétaxanthinique (ratio BC/BX = 0,08). Cette orientation est particulièrement intéressante pour des applications nécessitant des teintes jaune-orange. Rose_Foncé constitue le meilleur candidat pour une valorisation rouge-rose à forte composante bétacyanine (20 703,48ug /g), tandis que Violette présente un profil plus spécifiquement orienté vers les bétacyanines (ratio BC/BX = 1,38), malgré une teneur totale plus faible (14 743,26ug /g). La couleur Blanche occupe logiquement le bas du classement pigmentaire (3 781,74 ug/g), ce qui confirme son intérêt limité comme source de bétalaïnes. Jaune et Orange_B présentent des profils bétaxanthiniques élevés (42 716,67 ug/g et 47 427,47ug/g), mais leur potentiel doit être hiérarchisé par rapport à Orange_A. Rose_Claire montre un intérêt intermédiaire (32 874,03 ug/g), notamment par sa teneur en bétacyanines (13 027,72 ug/g), mais sa teneur totale reste inférieure à celle de Rose_Foncé (61 797,84 ug/g).

Dans une perspective biotechnologique, ces résultats suggèrent que les couleurs de bractées ne doivent pas être sélectionnées uniquement sur leur apparence visuelle ; elles doivent être caractérisées par des indices quantitatifs intégrant la charge totale, le ratio BC/BX, la stabilité pH, la réponse au séchage et la reproductibilité analytique. Dans une perspective de valorisation technologique comme colorants naturels, ces profils rejoignent les conclusions de Gómez-López et al. (2021). Leur étude souligne que l'intensité visuelle macroscopique d'une matrice végétale ne reflète pas systématiquement la complexité ou la concentration absolue de sa charge pigmentaire. Cela montre l'intérêt crucial de caractériser rigoureusement les extraits par des indices quantitatifs (charge totale et ratio BC/BX) afin de sélectionner et hiérarchiser les variétés les plus adaptées selon la nuance chromatique et l'application industrielle envisagée.

sur le plan méthodologique, les absorbances très élevées observées pour plusieurs extraits imposent de considérer ces valeurs comme des estimations comparatives plutôt que comme des concentrations absolues définitives. En outre, les teneurs en bétacyanines et en bétaxanthines obtenues dans cette étude reposent exclusivement sur des mesures spectrophotométriques UV-Visible et ne permettent pas d'identifier avec certitude les différentes bétalaïnes présentes. Ainsi, les résultats doivent être interprétés comme une estimation globale de la charge pigmentaire plutôt que comme une identification moléculaire des pigments. Une confirmation chromatographique par HPLC-DAD ou LC-MS serait nécessaire pour caractériser précisément les principales bétacyanines et bétaxanthines des extraits Sharma et al. (2026). Cette validation serait particulièrement importante pour Orange_A et Rose_Foncé, qui apparaissent comme les échantillons les plus prometteurs.

Perspectives d'application industrielle

Les différences observées entre les profils bétalaïniques des sept variants de *Bougainvillea spectabilis* ne présentent pas uniquement un intérêt analytique, mais constituent également un critère pertinent pour orienter leur valorisation technologique. Les variants caractérisés par une forte teneur en bétalaïnes, notamment les bractées Orange A et Orange B, apparaissent comme des candidats prometteurs pour la production de colorants naturels destinés aux industries agroalimentaire, pharmaceutique et cosmétique. Leur richesse pigmentaire, combinée à une bonne qualité colorimétrique, pourrait permettre le développement d'ingrédients naturels répondant aux exigences actuelles des produits *clean label*. Toutefois, leur exploitation industrielle demeure conditionnée par l'amélioration de leur stabilité face à la chaleur, à la lumière, à l'oxygène et aux variations de pH. À cet égard, Gómez-Espinoza et al. (2024) ont démontré que la microencapsulation des bétalaïnes par séchage par atomisation améliore significativement la conservation des pigments tout en préservant leurs propriétés antioxydantes, ce qui facilite leur incorporation dans différentes matrices alimentaires. De plus, Nazir et al. (2024) soulignent que les pigments végétaux naturels présentent un fort potentiel d'application industrielle grâce à leur double fonction colorante et bioactive, répondant ainsi aux nouvelles exigences en matière de durabilité et de sécurité alimentaire.

Conclusion

Le dosage des bétalaïnes révèle une structuration pigmentaire nette des bractées de bougainvillier. Orange_A présente le potentiel pigmentaire total le plus élevé (98 322,67ug/g), principalement porté par les bétaxanthines (90 802,52ug/g). Rose_Foncé se distingue par la teneur maximale en bétacyanines (20 703,48ug/g) et par un fort potentiel rouge-rose (61 797,84ug/g). Violette est le seul échantillon présentant une dominance relative des bétacyanines (ratio BC/BX = 1,38). Ces profils confirment l'intérêt du bougainvillier comme ressource végétale potentielle pour l'extraction de pigments naturels, tout en soulignant la nécessité d'une validation analytique plus fine avant toute valorisation technologique.

II.3. Teneur en composés phénoliques totaux (TPC)

La quantification des composés phénoliques totaux (TPC) des sept extraits hydro-alcooliques de bractées de *Bougainvillea spectabilis* Willd. a été réalisée par la méthode colorimétrique de Folin-

Ciocalteu, en utilisant l'acide gallique comme standard de référence ($y = 0,001x + 0,5304$). Les résultats sont exprimés en microgrammes équivalents d'acide gallique par gramme de matière sèche ($\mu\text{g GAE/g MS}$) et sont présentés dans le Tableau 8 et la Figure 18.

Tableau 8: Teneurs en composés phénoliques totaux (TPC) des différents extraits de bractées de *Bougainvillea spectabilis* exprimée en μg et mg d'équivalents acide gallique par gramme de matière sèche (GAE/g MS). Les valeurs représentent la moyenne de trois réplications ($n=3$) $\pm$ écart-type.

Echantillon	Abs. moy	C($\mu\text{g/ml}$)	tpc ($\mu\text{g GAE/g}$)	tpc (mg GAE/g)	Sd
Rose Claire	0,95923333	428,833333	5360,41667	5,36041667	0,0531848
Rose Foncé	0,9566	426,2	5327,5	5,3275	0,08556804
Violette	0,78393333	253,533333	3169,16667	3,16916667	0,03632098
Orange B	0,8198	289,4	3617,5	3,6175	0,03411275
Orange A	0,72226667	191,866667	2398,33333	2,39833333	0,06802164
Jaune	0,87783333	347,433333	4342,91667	4,34291667	0,10287713
Blanche	0,9093	378,9	4736,25	4,73625	0,06276177

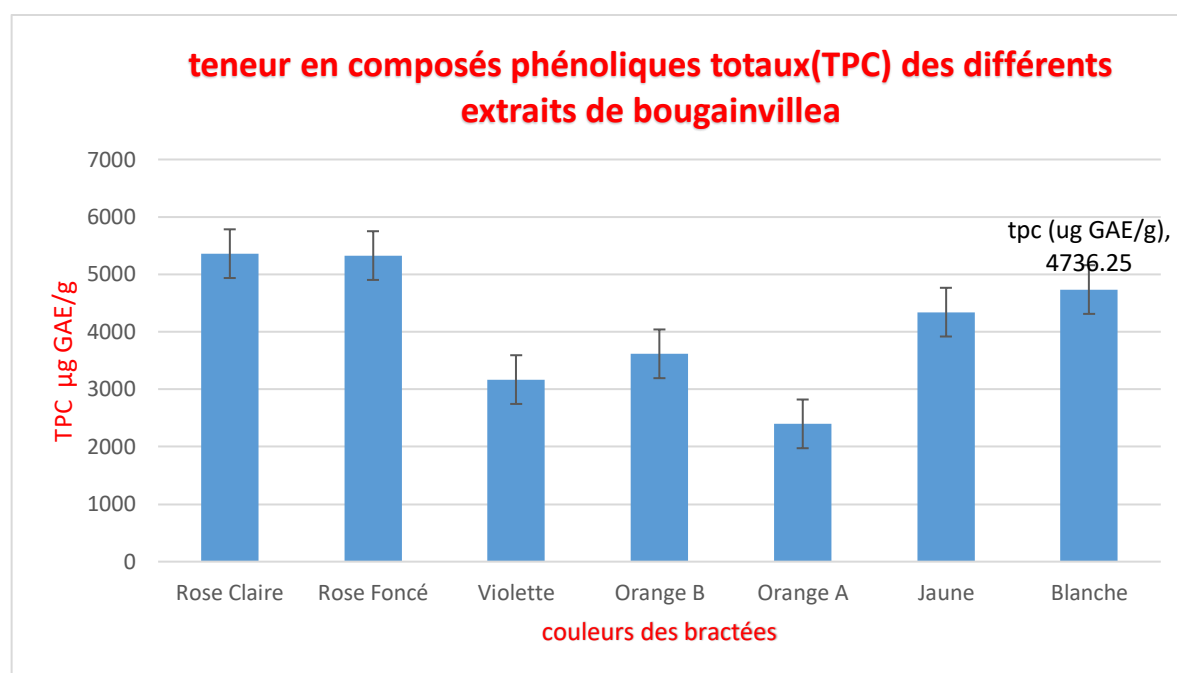


Figure 18 : Histogramme représentant la teneur en composés phénoliques totaux (TPC, $\mu\text{g GAE/g MS}$) des différents extraits de bractées de *Bougainvillea spectabilis* Willd. en fonction de la couleur.

Les barres d'erreur représentent l'écart-type ($n=3$).

L'analyse des résultats révèle une importante variabilité inter-chromatique de la teneur en composés phénoliques totaux entre les sept couleurs de bractées étudiées, avec des valeurs s'étendant de 2398,33 $\mu\text{g GAE/g MS}$ (Orange A) à 5360,42 $\mu\text{g GAE/g MS}$ (Rose Claire), soit un rapport de variation de l'ordre de 2,2 entre les valeurs extrêmes.

II.3.1. Analyse comparative et distribution des teneurs

Les extraits de bractées Rose Claire et Rose Foncé présentent les teneurs les plus élevées en composés phénoliques totaux, avec respectivement $5360,42 \pm 53,18 \mu\text{g GAE/g}$ ($5,36 \pm 0,05 \text{ mg GAE/g}$) et $5327,50 \pm 85,57 \mu\text{g GAE/g MS}$ ($5,33 \pm 0,09 \text{ mg GAE/g MS}$), des valeurs très proches qui attestent d'une richesse phénolique comparable entre les deux teintes rosées. Ces deux extraits sont suivis par les bractées Blanches ($4736,25 \mu\text{g GAE/g}$, soit $4,74 \text{ mg GAE/g}$) et Jaunes ($4342,92 \mu\text{g GAE/g}$, soit $4,34 \text{ mg GAE/g}$). En revanche, les bractées Orange B ($3617,50 \mu\text{g GAE/g}$, soit $3,62 \text{ mg GAE/g}$), Violettes ($3169,17 \mu\text{g GAE/g}$, soit $3,17 \text{ mg GAE/g}$) et surtout Orange A ($2398,33 \mu\text{g GAE/g}$, soit $2,40 \text{ mg GAE/g}$) présentent des teneurs nettement plus faibles, constituant le groupe le moins riche en polyphénols.

II.3.2. Interprétation biochimique :

La richesse phénolique plus élevée des bractées roses et blanches pourrait s'expliquer par la nature et la diversité de leurs voies biosynthétiques secondaires. Chez *Bougainvillea spectabilis*, les composés phénoliques incluant les flavonoïdes, les acides phénoliques et les tanins sont biosynthétisés via la voie du shikimate et de la phénylalanine ammonia-lyase (PAL). La couleur des bractées reflète l'expression différentielle de certains gènes de cette voie, ainsi que la nature dominante des pigments présents : les bractées roses sont principalement colorées par des bétacyanines (bétalaïnes rouges-violettes), alors que les bractées jaunes et blanches sont riches en bétaxanthines ou en flavonoïdes. Il est admis que les bractées à dominance de pigments bétalainiques roses/rouges co-accumulent davantage de composés phénoliques de soutien, ce qui expliquerait leur richesse polyphénolique supérieure (Li et al. 2025 Abarca-Vargas & Petricevich, 2020).

Par ailleurs, l'écart observé entre les deux variétés orange (Orange A : 2398,33 vs Orange B : 3617,50 $\mu\text{g GAE/g}$) suggère que des différences génotypiques ou écologiques au sein d'une même gamme chromatique peuvent influencer significativement l'accumulation des

polyphénols, ce qui mérite une attention particulière dans les études de valorisation de cette plante.

II.3.3.Comparaison avec la littérature scientifique :

Les valeurs obtenues dans la présente étude sont globalement cohérentes avec celles rapportées dans la littérature pour le genre *Bougainvillea*, tout en présentant certaines spécificités liées à la variété, au solvant d'extraction et aux conditions écologiques. Sharma et al. (2026), dans une étude comparative des propriétés phytochimiques de *Bougainvillea spectabilis*, ont rapporté des teneurs en composés phénoliques totaux comprises entre 2,80 et 6,50 mg GAE/g MS selon la couleur des bractées et le solvant utilisé, une fourchette dans laquelle s'inscrivent parfaitement les résultats de la présente étude (2,40 à 5,36 mg GAE/g MS). De même, Abarca-Vargas & Petricevich (2020) ont confirmé que les extraits hydro-alcooliques de bractées de *B. spectabilis* présentaient des TPC allant de 3,12 à 7,24 mg GAE/g MS, en soulignant que la couleur de la bractée constitue un facteur déterminant dans la richesse phénolique. Compean-Vargas et al. (2024), dont le protocole d'extraction a été adapté dans la présente étude (éthanol 60%, rapport 1:100, sonication à 50°C), ont obtenu des teneurs similaires en polyphénols, confirmant l'efficacité de ce solvant pour la mobilisation maximale des composés phénoliques sans dégradation thermique excessive. La concordance entre nos résultats et ceux de cette référence méthodologique valide la robustesse du protocole employé.

Nasrat et al. (2022), dans une évaluation phytochimique et antioxydante de plusieurs espèces du genre *Bougainvillea*, ont signalé une tendance générale à l'association entre teneur phénolique et capacité antioxydante, sans que cette relation soit absolue ni linéaire pour l'ensemble des chémotypes. Dans notre étude, les extraits roses, malgré leur TPC le plus élevé, conservent effectivement un pouvoir antiradicalaire mesurable, mais celui-ci n'est pas le plus performant parmi les sept couleurs testées, ce qui sera détaillé et discuté dans la section consacrée à l'activité antiradicalaire DPPH.

II.3.4. Influence de la coloration des bractées sur la richesse phénolique

Il est important de noter que la couleur des bractées ne constitue pas un simple marqueur esthétique, mais représente un indicateur métabolique indirect de la composition phytochimique. Les bractées roses, caractérisées par une pigmentation bétalainique intense

(bétacyanines), accumulent les concentrations les plus élevées de composés phénoliques totaux parmi les sept chémotypes étudiés, possiblement en réponse à des stress oxydatifs ou comme mécanisme de protection contre les UV (Huang et al., 2022).

Toutefois, il convient de souligner qu'une teneur élevée en composés phénoliques totaux ne préjuge pas systématiquement d'une activité antioxydante proportionnellement supérieure. La méthode de Folin-Ciocalteu quantifie l'ensemble des groupements réducteurs présents dans l'extrait, incluant des composés phénoliques de structures et de réactivités très diverses (acides phénoliques simples, flavonoïdes, tanins), dont le pouvoir de piégeage radicalaire vis-à-vis du DPPH peut varier considérablement selon la nature exacte des molécules impliquées, leur degré d'hydroxylation et leur accessibilité stérique (Rice-Evans et al., 1996). La relation entre la richesse phénolique globale (TPC) et la capacité antiradicalaire réelle (déterminée par le test DPPH) sera donc examinée et discutée de manière approfondie dans la section suivante, consacrée à l'évaluation de l'activité antioxydante. Wu et al. (2022), dans le cadre d'une étude sur la stabilité et les propriétés bioactives des extraits de *Bougainvillea*, ont observé que les conditions de conservation (4°C, obscurité) telles qu'employées dans notre protocole pour les extraits dosés après 4 mois de stockage permettent de préserver de manière satisfaisante le contenu phénolique, ce qui renforce la fiabilité des valeurs TPC mesurées dans la présente étude.

II.4. Évaluation de l'activité antioxydante par le test DPPH :

II.4.1. Pourcentage d'inhibition du radical DPPH (I%) et capacité antioxydante équivalente (AAEAC) :

Les résultats de l'activité antiradicalaire des sept extraits de bractées de *Bougainvillea spectabilis*, déterminés par le test au 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH), sont regroupés dans le Tableau 9. Ce tableau présente conjointement les pourcentages moyens d'inhibition (%I) pour chaque catégorie de couleur, ainsi que la capacité antioxydante équivalente en acide ascorbique (AAEAC) exprimée par rapport au volume d'extrait (µg/ml) et à la masse sèche (µg/g de MS).

Tableau 9 : Pourcentage moyen d'inhibition (%I SD), écart-type et capacité équivalente (AAEAC) des sept extraits de bractées de *Bougainvillea spectabilis* (n=3).

Rang	Échantillon	n	Inhibition DPPH moyenne (%)	Écart- type	Erreur standard	CV (%)	AAEAC (µg/ml)	AAEAC (µg/g)	Classe descriptive
1	Blanche	3	80.037	1.825	1.054	2.280	27,9409722	3492,62153	Élevée
2	Orange_A	3	68.583	1.198	0.692	1.747	23,6875	2960,9375	Élevée
3	Orange_B	3	64.282	1.619	0.935	2.519	22,0902778	2761,28472	Intermédiaire
4	Jaune	3	64.282	13.294	7.675	20.681	22,0902778	2761,28472	Intermédiaire
5	Rose_Claire	3	58.672	4.851	2.801	8.268	20,0069444	2500,86806	Intermédiaire
6	Violette	3	56.241	19.068	11.009	33.904	19,1041667	2388,02083	Intermédiaire
7	Rose_Foncé	3	46.798	2.976	1.718	6.360	15,5972222	1949,65278	Faible

L'examen des données montre une hétérogénéité marquée entre les capacités de piégeage des différents chémotypes colorés de *Bougainvillea spectabilis*. L'extrait de bractées Blanche (Éch 01) manifeste la performance antiradicalaire la plus remarquable, atteignant un pourcentage d'inhibition de 80,00%. Cette efficacité se traduit par la valeur d'AAEAC la plus élevée de l'étude, soit 27,94 µg/ml, ce qui équivaut à un apport de 3492,50 µg/g de MS.

À l'autre extrémité du spectre d'activité, l'extrait Rose Foncé (Éch 07) affiche le potentiel réducteur le plus modeste dans les conditions opératoires retenues, avec un taux d'inhibition de 46,798%, correspondant à une valeur d'AAEAC de 15,59ug/ml (1949,65 ug/g de MS). Les autres variantes colorées se distribuent de manière intermédiaire : les extraits Orange A (68,58%) et Orange B (64,28%) maintiennent un profil d'activité globalement élevé, tandis que les nuances Jaune (64,28%), Rose Claire (58,672%) et Violette (56,241%) témoignent d'un pouvoir de piégeage intermédiaire (Figure 19).

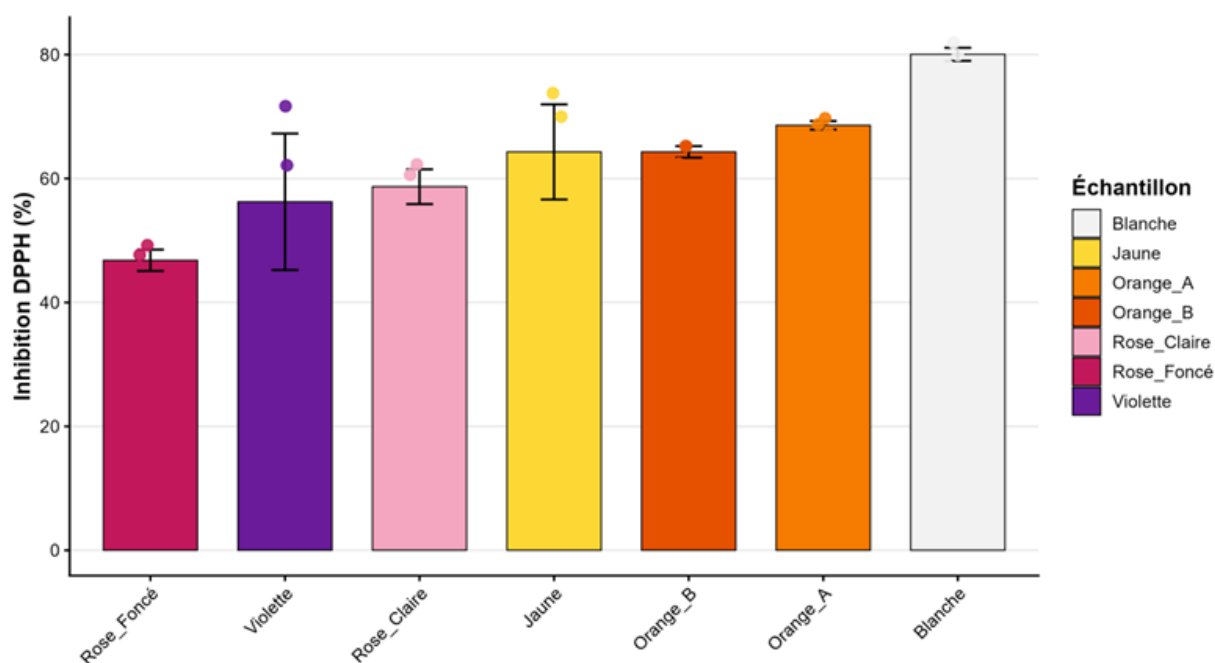


Figure 19. Activité antioxydante DPPH des extraits de bougainvillier selon la couleur des bractées

La reproductibilité des mesures apparaît très bonne pour les extraits Blanche, Orange A, Orange B et Rose Foncé, dont les coefficients de variation restent faibles à modérés. En revanche, les extraits Jaune et surtout Violette présentent une dispersion plus marquée, avec des coefficients de variation respectifs de 20,681% et 33,904 %. Cette variabilité peut traduire une hétérogénéité intrinsèque du matériel végétal, une sensibilité accrue du dosage pour certains profils pigmentaires ou une distribution moins homogène des molécules antioxydantes dans l'extrait. Dans les matrices végétales pigmentées, la variabilité du DPPH peut également être amplifiée par les effets de matrice, par l'absorbance résiduelle des pigments et par les différences de cinétique réactionnelle entre composés phénoliques, bétalaïnes et autres métabolites hydrosolubles (Shaharuddin et al., 2023 ; Sadowska-Bartosz & Bartosz, 2021)

II.4.2. Discussion et comparaison avec l'IC50 de l'acide ascorbique

Afin de situer l'efficacité antiradicalaire de nos extraits par rapport à un antioxydant pur de référence, le potentiel de piégeage a été confronté à la performance de l'acide ascorbique. À cet effet, un modèle de régression linéaire basé sur le pourcentage d'inhibition (I%) en fonction

des concentrations de l'acide ascorbique a été établi, régi par l'équation $y = 2,6929x + 4,8027$. Ce modèle a permis de déterminer graphiquement et mathématiquement une concentration efficace médiane (IC50) de 16,79 µg/ml pour l'acide ascorbique.

La comparaison entre cette valeur de référence (IC50 = 16,79 µg/ml) et les capacités équivalentes (AAEAC) de nos échantillons phénoliques confirme la haute qualité biologique de l'extrait Blanche (Éch 07). En affichant une équivalence de 27,94 µg/ml, cet extrait démontre une forte densité en groupements hydroxyles capables de saturer le radical DPPH de manière extrêmement compétitive par rapport à l'acide ascorbique pur.

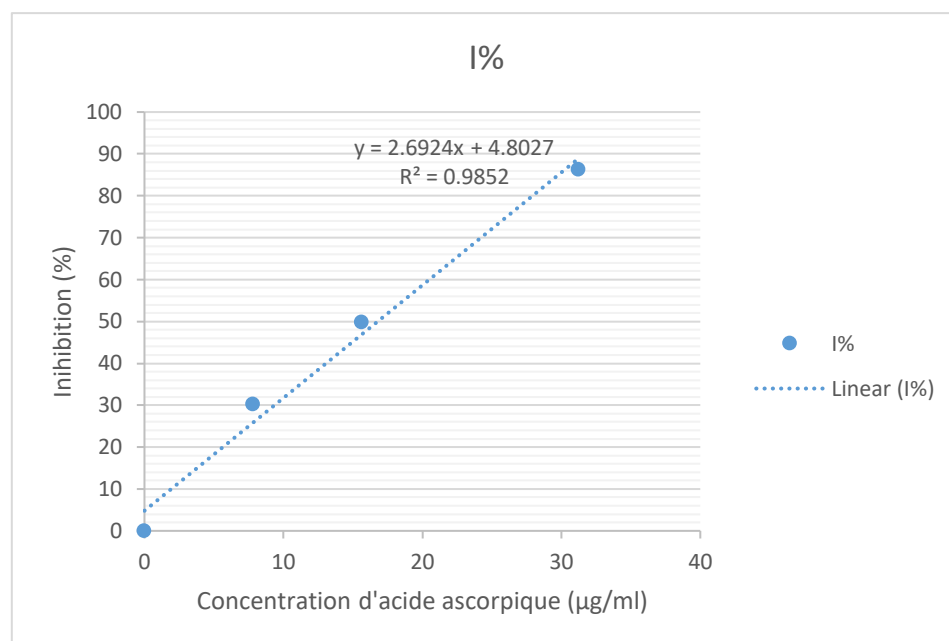


Figure 20 : Courbe du pourcentage d'inhibition (I%) de l'acide ascorbique ($y = 2,6929x + 4,8027$).

Ce graphique linéaire expose la progression du pourcentage d'inhibition en fonction des concentrations de l'acide ascorbique. Cette figure constitue la preuve méthodologique rigoureuse explicitant la détermination de la valeur d' IC50 fixé à 16,79 µg/ml.

D'un point de vue phytochimique, la prédominance de l'extrait blanc, suivi par les teintes Orange A, Orange B et Jaune, met en lumière la complexité des interactions moléculaires au sein des tissus des bractées. Bien que le genre *Bougainvillea* soit classiquement réputé pour sa

biosynthèse exclusive de pigments bétalaïnes (bétacyanines conférant les couleurs violettes/roches et bétaxanthines associées aux nuances jaunes/orangées), l'activité antioxydante maximale mesurée chez les bractées blanches indique que la capacité de transfert d'hydrogène n'est pas uniquement corrélée à l'intensité de la pigmentation visible. Ce phénomène suggère une accumulation préférentielle, chez le chémotype blanc, d'autres métabolites secondaires incolores doués d'un fort pouvoir réducteur, tels que les composés phénoliques totaux, les acides hydroxycinnamiques et les flavonoïdes (notamment les dérivés glycosylés du quercétine et du kaempférol), dont les structures polyphénoliques optimisent la stabilisation des radicaux libres (Rice-Evans et al., 1996 ; Molyneux, 2004). Toutefois, cette interprétation doit être considérée avec prudence. Dans la présente étude, l'identification des métabolites responsables de cette activité n'a pas été réalisée par des techniques séparatives telles que la HPLC-DAD ou la LC-MS. Ainsi, l'implication de composés phénoliques incolores, notamment des acides phénoliques ou des flavonoïdes glycosylés, repose sur les données disponibles dans la littérature et demeure une hypothèse plausible plutôt qu'une démonstration expérimentale directe (Silva et al., 2024 ; Compean-Vargas et al., 2024).

En juxtaposant nos résultats avec les données de la littérature, les valeurs de capacité équivalente obtenues (comprises entre 1947,50 et 3492,50 µg/gde MS) s'insèrent de façon cohérente dans les grilles d'évaluation établies pour cette plante ornementale. Les travaux de *Nasrat et al.* soulignent de la même manière que le potentiel antioxydant des extraits de bougainvillier subit des fluctuations drastiques dictées par le phénotype coloré et la nature du solvant d'extraction. Le profil d'inhibition déterminé sur nos spécimens collectés à Ouargla et à Bordj Bou Arreridj valide l'hypothèse selon laquelle les contraintes environnementales et les conditions de stress aride stress stimulent de façon différentielle les voies de signalisation métabolique, modulant ainsi la synthèse quantitative des pigments protecteurs et des piègeurs de radicaux libres (Sharma et al., 2026; Li et al., 2025)

Il est particulièrement instructif de mettre ce classement en perspective avec les résultats du dosage des composés phénoliques totaux (TPC), où les extraits Rose Claire et Rose Foncé avaient pourtant affiché les teneurs les plus élevées (respectivement 5360,42 et 5327,50 µg GAE/g MS). Or, ces deux chémotypes ne se classent ici qu'en position intermédiaire à faible sur le plan antiradicalaire, avec des pourcentages d'inhibition de 58,67 % et 46,80 % et des valeurs d'AAEAC de 2500,87 et 1949,65 µg/g MS respectivement, l'extrait Rose Foncé constituant même le moins performant des sept chémotypes testés. Ce découplage entre richesse phénolique globale et capacité antiradicalaire réelle confirme l'hypothèse formulée

précédemment : la teneur en TPC mesurée par la méthode de Folin-Ciocalteu reflète une quantité globale de groupements réducteurs, sans renseigner sur la nature exacte ni la réactivité spécifique des molécules phénoliques présentes (Apak et al., 2016). À l'inverse, l'extrait Blanche, pourtant en position intermédiaire pour le TPC (4736,25 µg GAE/g MS), pourrait concentrer des composés phénoliques ou d'autres métabolites réducteurs de structure plus favorable au transfert d'hydrogène et au piégeage du radical DPPH (probablement des flavonoïdes à haut degré d'hydroxylation), ce qui expliquerait sa performance antiradicalaire supérieure malgré une teneur phénolique globale inférieure à celle des extraits roses (Rice-Evans et al., 1996).

II.5. Évolution du pH et stabilité après 5 mois de conservation

Le pH constitue un paramètre physicochimique déterminant pour évaluer la stabilité des extraits de bractées de Bougainvillea. Au cours du stockage, ses variations fournissent un indicateur indirect des transformations chimiques internes, telles que l'hydrolyse, la dégradation des bétalaïnes ou l'oxydation des composés phénoliques. Bien que ces pigments azotés soient décrits comme plus stables dans des milieux faiblement acides à proches de la neutralité, leur stabilité effective reste tributaire de la composition propre à chaque matrice végétale (Otálora et al., 2020 ; Castro-Enríquez et al., 2020 ; Mehta et al., 2024)

Les résultats de cette section sont présentés selon une logique appariée (n = 3 par couleur) où le delta pH est calculé selon la relation : $\Delta\text{pH} = \text{pH après 5 mois} - \text{pH initial}$

Une valeur négative indique une acidification relative, tandis qu'une valeur positive traduit une alcalinisation relative. Compte tenu de l'effectif, l'interprétation privilégie les tendances descriptives et la plausibilité biochimique.

II.5.1. Analyse du pH initial et évolution après stockage

Les valeurs de pH initial et leur évolution après 5 mois de conservation sont synthétisées dans le Tableau 10.

Tableau 10 : pH après cinq mois et variation moyenne du pH selon la couleur des bractées

Échantillon	n	pH initial moyen	pH après 5 mois moyen	Δ pH moyen	Écart-type Δ pH	Sens d'évolution	Classe de stabilité
Blanche	3	5,033	4,867	-0,167	0,058	Acidification relative	Stable/modérément évolutif ($0,15 < \Delta\text{pH} \leq 0,30$)
Orange_A	3	5,100	4,967	-0,133	0,208	Acidification relative	Très stable ($ \Delta\text{pH} \leq 0,15$)
Jaune	3	5,000	5,100	0,100	0,100	Alcalinisation relative	Très stable ($ \Delta\text{pH} \leq 0,15$)
Orange_B	3	5,033	5,200	0,167	0,153	Alcalinisation relative	Stable/modérément évolutif ($0,15 < \Delta\text{pH} \leq 0,30$)
Violette	3	5,100	5,300	0,200	0,100	Alcalinisation relative	Stable/modérément évolutif ($0,15 < \Delta\text{pH} \leq 0,30$)
Rose_Foncé	3	4,567	5,000	0,433	0,115	Alcalinisation relative	Évolution marquée ($0,30 < \Delta\text{pH} \leq 0,60$)
Rose_Claire	3	4,767	5,667	0,900	0,361	Alcalinisation relative	Évolution très marquée ($ \Delta\text{pH} > 0,60$)

***Note.** Δ pH = pH après cinq mois - pH initial. Les classes de stabilité sont descriptives et ont pour objectif de guider l'interprétation biologique des tendances observées.

Les résultats initiaux révèlent que l'ensemble des préparations se situe dans une gamme faiblement acide (4,567 à 5,100). L'échantillon Rose_Foncé présente l'acidité initiale la plus marquée (4,567), tandis que les valeurs les plus élevées sont enregistrées chez Orange_A et Violette (5,100). Sur le plan technologique, cette faible acidité initiale est hautement compatible

avec la stabilité relative des pigments hydrosolubles végétaux tout en limitant le brunissement non enzymatique.

Après cinq mois de stockage, l'analyse descriptive des trajectoires de pH (Tableau 10 et Figure) permet de classer les extraits en trois profils distincts:

- **Les profils très stables** : Jaune ($\Delta\text{pH} = +0,100$) et Orange_A ($\Delta\text{pH} = -0,133$) affichent une inertie acidobasique remarquable ($|\Delta\text{pH}| \leq 0,15$).
- **Les profils modérément évolutifs** : L'extrait Blanche se distingue par une acidification relative singulière ($\Delta\text{pH} = -0,167$), tandis qu'Orange_B (+0,167) et Violette (+0,200) montrent des dérives restreintes.
- **Les profils à évolution marquée** : Les deux modalités roses se détachent nettement par une alcalinisation systématique. Rose_Foncé augmente de (+0,433), tandis que Rose_Claire enregistre la dérive la plus critique avec un ΔpH moyen de (+0,900).

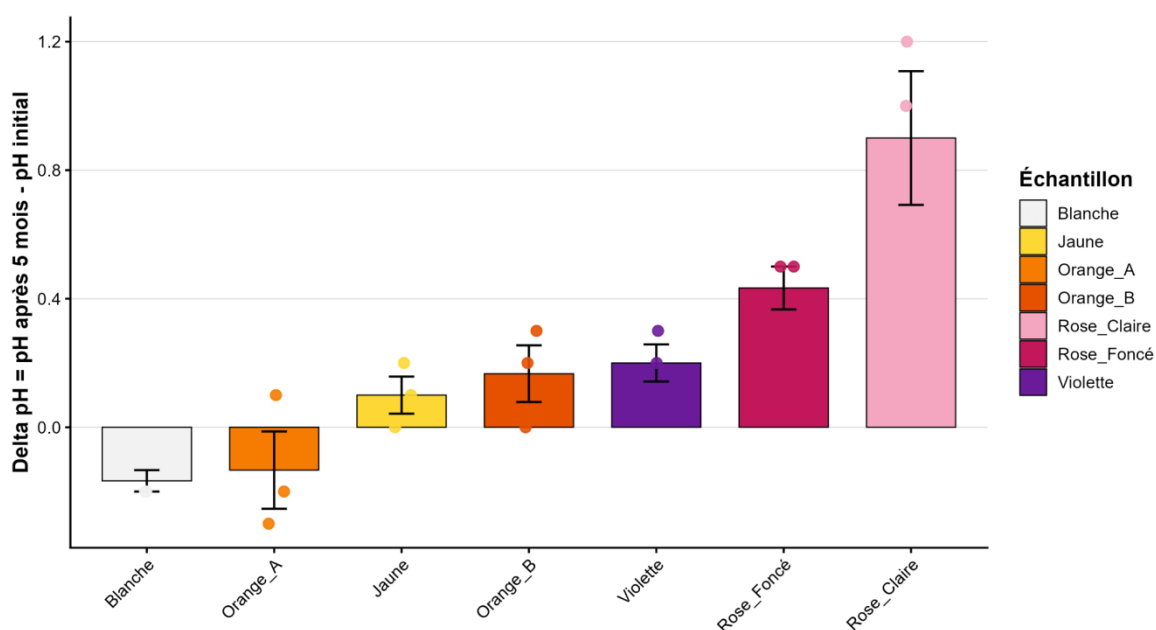


Figure 21 : Variation du pH des extraits de bractées de Bougainvillea après cinq mois de conservation

La Figure 21 illustre les trajectoires contrastées du Delta pH selon la couleur des extraits. Les échantillons Jaune et Orange_A affichent une remarquable inertie acidobasique. À l'inverse, une dérive alcaline systématique est enregistrée pour les modalités roses, atteignant

son maximum critique chez Rose_Claire (+0,900 unité de pH), ce qui met en évidence une instabilité physicochimique marquée au cours du stockage.

II.5.2. Discussion des mécanismes de dérive acidobasique

L'évolution différentielle du pH témoigne de la complexité des réactions chimiques internes au sein de la matrice hydrosoluble. L'acidification relative observée chez Blanche et Orange_A peut être corrélée à la libération progressive d'acides organiques, à l'hydrolyse de composés conjugués ou à la formation de sous-produits acides issus de transformations oxydatives. À l'inverse, l'alcalinisation marquée, particulièrement critique chez Rose_Claire (Delta pH = +0,900) et intermédiaire chez Rose_Foncé (Delta pH = +0,433), suggère une dégradation hydrolytique des molécules azotées (comme les bétalaïnes), ou une modification de l'effet tampon propre à la matrice végétale. Ces mécanismes interconnectés dépendent étroitement de la composition phénolique initiale, de la teneur en pigments et de l'oxygène dissous au cours du stockage ((Otálora et al., 2020 ; Castro-Enríquez et al., 2020 ; Gangopadhyay et al., 2022 ; Mehta et al., 2024).

. Cette sensibilité plus marquée des variantes rosées peut s'expliquer par leur forte teneur en bétacyanines, pigments azotés plus sensibles aux réactions d'oxydation au cours du stockage. La dégradation progressive de ces molécules implique des réactions d'oxydation, de décarboxylation et de désamination, conduisant à la formation de produits de dégradation tels que l'acide bétalamique. Ces transformations s'accompagnent d'une modification de l'équilibre acido-basique de l'extrait : la consommation de certains composés acides et l'altération de la capacité tampon de la matrice végétale favorisent une légère augmentation du pH. Les chémotypes Rose_Claire et Rose_Foncé, caractérisés par une plus forte proportion de bétacyanines, sont donc plus susceptibles de présenter cette dérive alcaline que les autres variantes (Lukitasari et al., 2024 ; Zannou et al., 2024).

Cette dérive est cruciale pour l'équilibre chromatique, car les bétacyanines (rouges-violettes) et les bétalaïnes en général possèdent une sensibilité sélective aux variations du milieu. Une modification du pH induit non seulement une dégradation quantitative de la charge pigmentaire, mais altère également le ratio bétacyanines/bétaxanthines (BC/BX), modifiant ainsi la perception colorimétrique finale (Otálora et al., 2020 ; Gómez-López et al., 2021 ; Chabou et al., 2026).

La forte dérive de Rose_Claire, en dépit d'un pH initial relativement bas, confirme que la stabilité au stockage ne dépend pas uniquement de l'acidité de départ, mais découle directement de la capacité tampon intrinsèque et de la dynamique chimique des composés hydrosolubles co-extraits. Les composés phénoliques peuvent contribuer à stabiliser certaines matrices par leur pouvoir réducteur, mais leur efficacité demeure tributaire de leur structure, de leur état d'oxydation et du pH ambiant. De même, les bétalaïnes possèdent une activité antioxydante propre, mais cette dernière peut décliner lorsque le milieu favorise l'oxydation (Sadowska-Bartosz & Bartosz, 2021 ; Mehta et al., 2024 ; Gangopadhyay et al., 2022).

En confrontant nos résultats à la littérature, les valeurs initiales de pH obtenues pour les différents extraits (4,56–5,10) correspondent à la gamme généralement observée pour les extraits aqueux de *Bougainvillea* riches en bétalaïnes et autres composés hydrosolubles. Les variations enregistrées au cours du stockage traduisent une modification progressive de l'équilibre acidobasique de la matrice, phénomène fréquemment associé à l'évolution des pigments et des composés bioactifs dans les extraits floraux (Wu et al., 2022 ; Busaba et al., 2023). En conclusion, les extraits présentant une faible dérive (Jaune et Orange_A) s'avèrent les plus favorables à une conservation technologique, ce qui justifie pleinement l'intégration du Delta pH comme descripteur clé de la stabilité biochimique globale.

Conclusion

En conclusion partielle, les préparations de bougainvillier (*Bougainvillea spectabilis* Willd.) étudiées présentent initialement un pH faiblement acide, ce qui constitue un environnement physico-chimique théoriquement favorable à la stabilité relative des pigments hydrosolubles. Après cinq mois de conservation à l'abri de la lumière, les réponses analytiques révèlent des trajectoires cinétiques contrastées selon la nature de la matrice chromatique.

Les extraits Jaune et Orange_A se distinguent par une remarquable inertie acidobasique, confirmant leur profil hautement stable au cours du stockage. À l'inverse, les modalités roses, et plus particulièrement l'échantillon Rose_Claire, manifestent une sensibilité critique traduite par une dérive alcaline prononcée. Ces variations cinétiques démontrent que la résistance des extraits ne dépend pas uniquement de leur acidité de départ, mais découle directement de la capacité tampon intrinsèque et de la dynamique chimique des composés co-extraits propres à chaque couleur. Ces constats justifient pleinement l'intégration du Delta pH comme un descripteur clé pour l'évaluation de la stabilité biochimique globale de ces matrices végétales.

III.6. Caractérisation colorimétrique CIELAB des bractées de bougainvillier : poudre brute et poudre pure (lyophilisée)

II.6.1. Clarté L* et effets de la méthode de séchage

Le tableau 11 présente les valeurs moyennes de L*, C* et h° par couleur et par méthode de séchage. Les modalités non mesurées, notamment Blanche et Rose_Foncé en lyophilisation, sont conservées comme données manquantes expérimentales et ne doivent pas être assimilées à des valeurs nulles.

Les valeurs moyennes de L* montrent une différenciation nette entre les couleurs et les traitements (Tableau 11). L'échantillon blanc séché présente la plus forte clarté moyenne (L* = 57,17), ce qui confirme son caractère visuellement clair et faiblement saturé. À l'inverse, certaines modalités lyophilisées apparaissent fortement assombries, notamment Orange_B lyophilisé (L* = 15,80) et Rose_Claire lyophilisé (L* = 16,98). Cette diminution de L* traduit un déplacement vers des extraits visuellement plus sombres, probablement lié à la concentration optique des pigments après retrait de l'eau, à la microstructure finale de la matrice sèche et à la modification des propriétés de diffusion de la lumière (Ratti, 2001 ; Sagar et Kumar, 2010).

Tableau 11. Clarté L*, chromance C* et angle de teinte h° selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.

Échantillon	Traitement	N	L* moy.	SD L*	C* moy.	SD C*	h° moy.	SD h°
Blanche	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Blanche	Séchage	3	57,17	0,59	15,13	0,64	12,44	3,38
Jaune	Lyophilisation	3	23,55	0,58	33,88	8,46	47,61	1,63
Jaune	Séchage	3	40,89	0,15	34,05	5,05	57,99	11,26
Orange_A	Lyophilisation	3	35,94	0,70	27,93	0,85	48,20	0,78
Orange_A	Séchage	3	33,89	0,89	27,98	0,18	35,72	0,98

Orange_B	Lyophilisation	3	15,80	0,31	36,30	0,81	3,42	0,79
Orange_B	Séchage	3	37,81	0,11	35,14	0,04	23,57	0,43
Rose_Claire	Lyophilisation	3	16,98	0,04	66,58	1,47	45,00	0,00
Rose_Claire	Séchage	3	34,05	0,10	28,97	0,05	353,58	0,12
Rose_Foncé	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rose_Foncé	Séchage	3	30,97	0,12	29,92	0,16	358,85	0,19
Violette	Lyophilisation	3	34,91	1,76	52,30	3,87	337,66	5,27
Violette	Séchage	3	40,41	0,13	30,27	0,17	339,31	0,32

Note : moy. = moyenne ; SD = écart-type ; NA = modalité non mesurée. Les valeurs de C* et h° correspondent aux valeurs recalculées à partir de a* et b*.

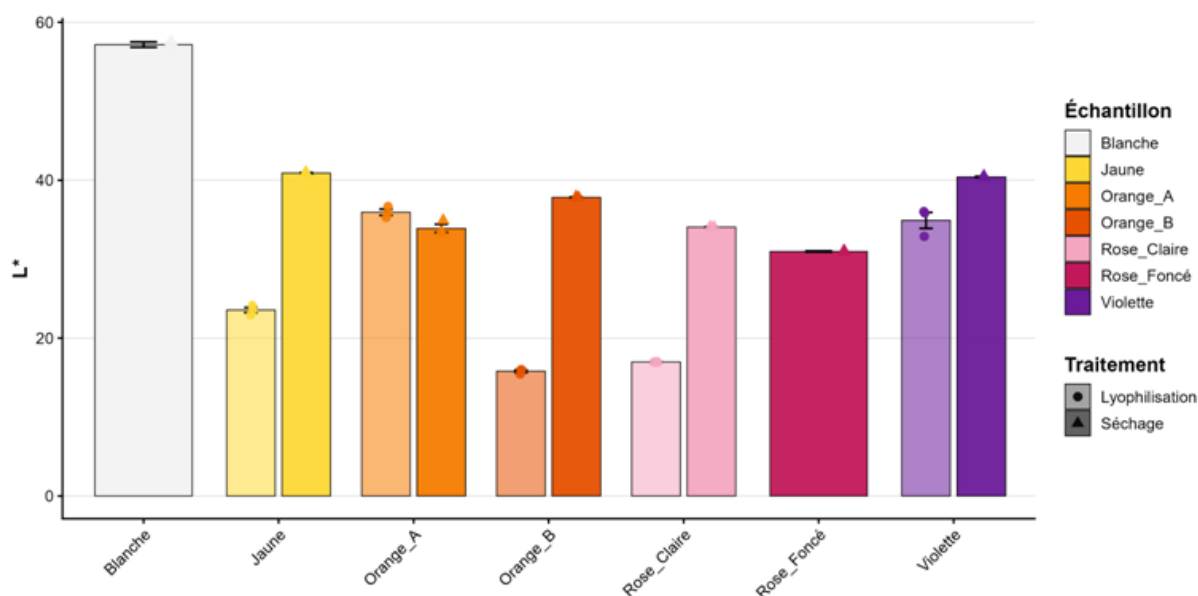


Figure 22. Clarté L* des échantillons selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.

La figure 22 confirme que la méthode de séchage peut modifier fortement la clarté selon la couleur considérée. Pour Jaune, Orange_B, Rose_Claire et Violette, le séchage conventionnel conduit à des valeurs L* plus élevées que la lyophilisation, ce qui suggère une meilleure conservation de la luminosité apparente dans ces modalités. À l'inverse, Orange_A présente une L* légèrement plus élevée en lyophilisation (35,94) qu'en séchage conventionnel (33,89), mais l'écart reste beaucoup plus modéré. Les tests comparatifs réalisés entre traitements

indiquent des différences significatives de L^* pour Rose_Claire ($p < 0,001$), Violette ($p = 0,032$), Orange_A ($p = 0,038$) et Jaune ($p < 0,001$). Ces résultats doivent toutefois être interprétés avec prudence compte tenu du faible nombre de répétitions et de l'absence de certaines modalités.

Sur le plan technologique, la clarté n'est pas uniquement un descripteur visuel : elle influence la perception d'un colorant en formulation. Une faible valeur L^* peut être avantageuse pour obtenir une coloration intense, mais elle peut également traduire un brunissement, une concentration pigmentaire excessive, une perte de diffusion lumineuse ou un assombrissement non souhaité. Dans les matrices végétales, les procédés de séchage peuvent modifier la couleur par oxydation enzymatique ou non enzymatique, réaction de Maillard, dégradation thermique des pigments, modification de la porosité et concentration des solutés (Maskan, 2001 ; Ratti, 2001 ; Sagar et Kumar, 2010).

II.6.2. Axes chromatiques a^* et b^*

Les coordonnées a^* et b^* permettent de préciser la direction chromatique des bractées. Toutes les modalités mesurées présentent des valeurs positives de a^* , indiquant une composante rouge plus ou moins marquée. Les valeurs les plus élevées de a^* sont observées pour Violette lyophilisé ($a^* = 48,16$) et Rose_Claire lyophilisé ($a^* = 47,08$), ce qui traduit une très forte orientation rouge. Orange_B lyophilisé présente également une composante rouge élevée ($a^* = 36,23$). À l'inverse, la modalité blanche séchée conserve une valeur a^* plus faible (14,76), compatible avec une expression chromatique moins intense (Tableau 12).

L'axe b^* différencie clairement les orientations jaunes et bleutées. Les modalités Jaune, Orange_A, Orange_B séché et Rose_Claire lyophilisé présentent des valeurs b^* positives, indiquant une composante jaune. En revanche, Rose_Claire séché, Rose_Foncé séché et Violette présentent des valeurs b^* négatives ou proches de zéro, traduisant une composante bleutée ou une orientation vers les teintes rouge-violacées (Tableau 12). Cette opposition est cohérente avec l'interprétation pigmentaire des bétalaïnes : les bétaxanthines contribuent préférentiellement aux teintes jaunes-orangées, tandis que les bétacyanines sont associées aux teintes rouges à violettes (Stintzing et Carle, 2004 ; Azeredo, 2009 ; Gandía-Herrero et García-Carmona, 2013).

Tableau 12. Coordonnées chromatiques a* et b* selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.

Échantillon	Traitement	N	a* moy.	SD a*	b* moy.	SD b*	Orientation
Blanche	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	Non mesuré
Blanche	Séchage	3	14,76	0,83	3,23	0,71	rouge + ; jaune +
Jaune	Lyophilisation	3	22,94	6,25	24,92	5,78	rouge + ; jaune +
Jaune	Séchage	3	18,34	8,54	28,13	0,12	rouge + ; jaune +
Orange_A	Lyophilisation	3	18,61	0,29	20,82	0,89	rouge + ; jaune +
Orange_A	Séchage	3	22,71	0,17	16,33	0,48	rouge + ; jaune +
Orange_B	Lyophilisation	3	36,23	0,82	2,16	0,47	rouge + ; jaune +
Orange_B	Séchage	3	32,21	0,12	14,05	0,24	rouge + ; jaune +
Rose_Claire	Lyophilisation	3	47,08	1,04	47,08	1,04	rouge + ; jaune +
Rose_Claire	Séchage	3	28,79	0,04	-3,24	0,07	rouge + ; bleu –
Rose_Foncé	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	Non mesuré
Rose_Foncé	Séchage	3	29,92	0,16	-0,60	0,10	rouge + ; bleu –
Violette	Lyophilisation	3	48,16	2,02	-20,04	5,74	rouge + ; bleu –
Violette	Séchage	3	28,32	0,22	-10,69	0,10	rouge + ; bleu –

Note : a^* positif indique une orientation vers le rouge ; b^* positif indique une orientation vers le jaune ; b^* négatif indique une composante bleutée.

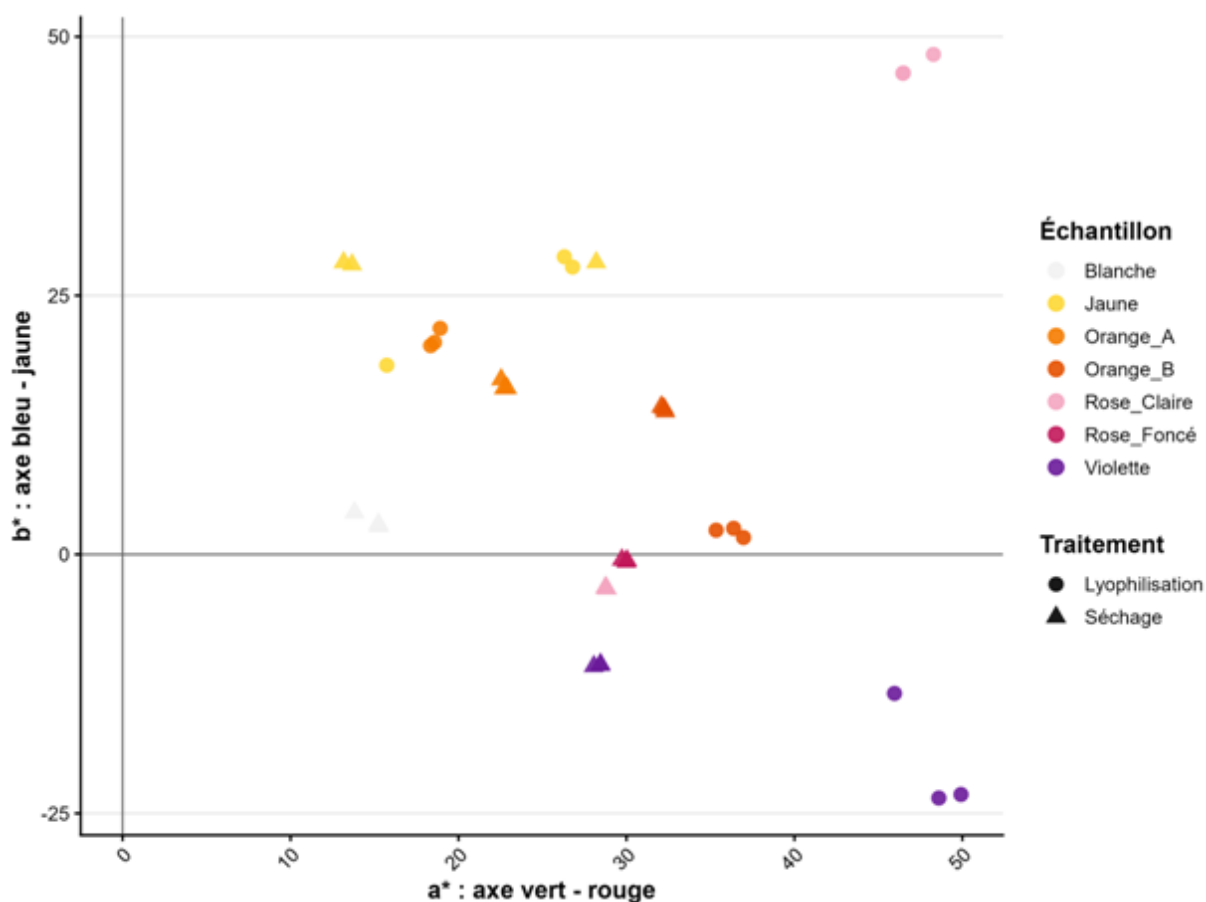


Figure 23. Distribution colorimétrique des échantillons dans le plan a^* - b^* .

La figure 23 constitue la représentation la plus synthétique de la séparation chromatique. Les échantillons jaunes et oranges se projettent principalement dans le quadrant a^* positif / b^* positif, caractéristique des teintes rouge-jaune et orangées. Les échantillons violets et roses foncés se déplacent vers des valeurs b^* négatives ou proches de zéro, correspondant à des teintes rouge-bleutées. La lyophilisation accentue dans plusieurs cas l'intensité de la composante rouge, notamment pour Rose_Claire et Violette, alors que le séchage conventionnel tend à conserver des positions plus proches de la teinte visuelle initiale pour certaines couleurs.

II.6.3. Chromance C^* et angle de teinte h°

La chromance C^* exprime la saturation ou l'intensité chromatique. Les valeurs les plus faibles sont observées pour Blanche séché ($C^* = 15,13$), ce qui correspond à une faible

saturation. Les valeurs les plus élevées sont obtenues pour Rose_Claire lyophilisé ($C^* = 66,58$) et Violette lyophilisé ($C^* = 52,30$), indiquant une forte intensité colorée. La comparaison entre traitements montre que la lyophilisation augmente fortement C^* pour Rose_Claire et Violette, alors qu'elle n'améliore pas systématiquement la chromance pour les échantillons jaunes et oranges. Pour Orange_A, C^* reste presque inchangé entre les deux traitements (27,93 contre 27,98), tandis que pour Orange_B la lyophilisation augmente légèrement C^* (36,30 contre 35,14) (Figure 24).

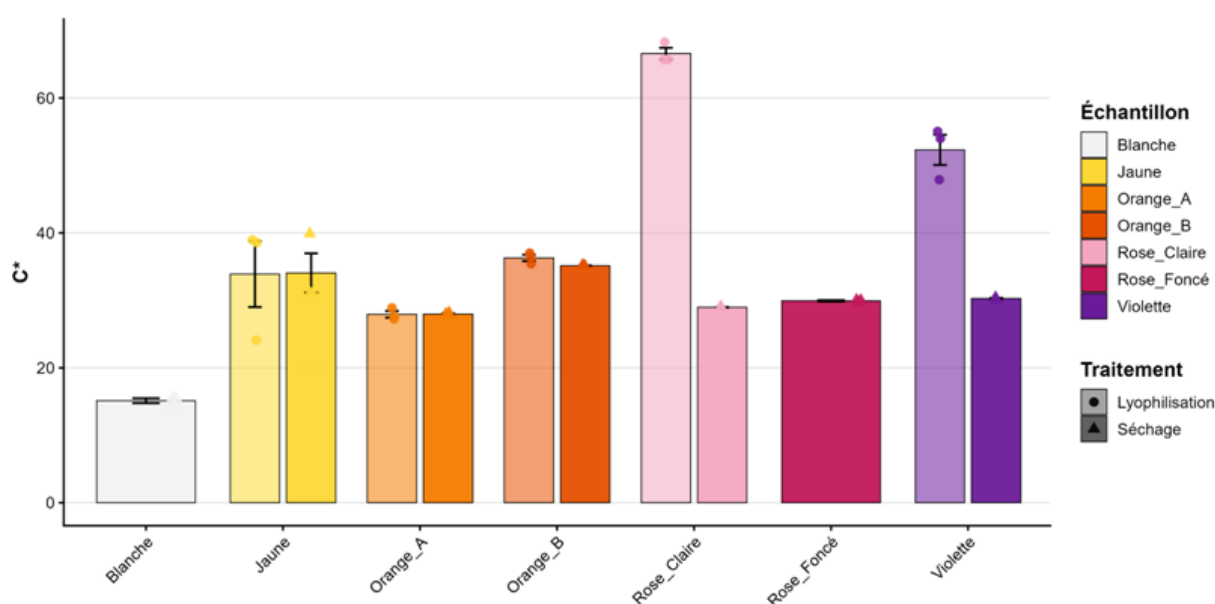


Figure 24. Chromance C^* des échantillons selon la couleur des bractées et la méthode de séchage.

L'angle de teinte h° complète l'interprétation de C^* en indiquant la direction dominante de couleur. Les modalités jaunes et oranges séchées se situent globalement dans la zone des teintes jaune-orangées, avec des h° proches de $35\text{--}58^\circ$. Orange_B lyophilisé présente un h° très faible ($3,43^\circ$), indiquant une orientation rouge très marquée. Les échantillons roses foncés et violets présentent des h° proches de $339\text{--}359^\circ$, compatibles avec des teintes rouge-violet. Les valeurs proches de 360° doivent être interprétées comme voisines de 0° dans l'espace angulaire circulaire ; une interprétation linéaire de h° serait donc méthodologiquement incorrecte (CIE, 1976 ; McGuire, 1992).

Les tests statistiques entre traitements indiquent que les effets de la méthode de séchage ne sont pas uniformes (Tableau 13). Les différences significatives concernent principalement L^* , a^* , b^* et h° selon les couleurs. Les différences de C^* ne ressortent pas comme significatives dans les comparaisons disponibles, malgré des tailles d'effet descriptivement fortes dans certaines modalités. Cette situation illustre la nécessité de combiner la lecture graphique, les tailles d'effet et la cohérence biologique, surtout lorsque les effectifs sont faibles.

Tableau 13. Comparaisons statistiques significatives entre les méthodes de séchage pour les paramètres colorimétriques.

Échantillon	Paramètre	Test	p-value	Interprétation	Taille effet	Intensité
Rose_Claire	L_{star}	Test t de Welch	6,08e-07	Très hautement significatif	-223,59	Effet fort
Violette	L_{star}	Test t de Welch	0,0320	Significatif	-4,40	Effet fort
Violette	a_{star}	Test t de Welch	0,0031	Hautement significatif	13,83	Effet fort
Orange_A	L_{star}	Test t de Welch	0,0381	Significatif	2,55	Effet fort
Orange_A	a_{star}	Test t de Welch	1,20e-04	Très hautement significatif	-17,29	Effet fort
Orange_A	h_{angle}	Test t de Welch	9,45e-05	Très hautement significatif	14,08	Effet fort
Orange_B	a_{star}	Test t de Welch	0,0124	Significatif	6,82	Effet fort
Orange_B	b_{star}	Test t de Welch	3,82e-05	Très hautement significatif	-31,76	Effet fort

Orange_B	h_angle	Test t de Welch	2,66e-05	Très hautement significatif	-31,74	Effet fort
Jaune	L_star	Test t de Welch	1,72e-04	Très hautement significatif	-40,97	Effet fort

Note : les comparaisons non significatives ou non testables sont présentées en annexe. Les tailles d'effet doivent être interprétées avec prudence en raison du faible nombre de répétitions.

II.6.4. Discussion colorimétrique intégrée

L'intégration des paramètres CIELAB met en évidence une cohérence générale entre la mesure instrumentale et la perception attendue des bractées. Les échantillons jaunes et oranges sont caractérisés par une composante b^* positive et des angles de teinte compris dans les zones jaune-orange. Les échantillons rose foncé et violet présentent une forte composante rouge, une contribution bleutée plus importante et des h° proches de la zone rouge-violet. La modalité blanche se distingue par une L^* élevée, une C^* faible et une faible charge chromatique, ce qui correspond à son apparence visuelle plus claire.

La relation entre colorimétrie et pigments doit cependant être discutée avec nuance. Dans les corrélations de Spearman calculées sur les moyennes par échantillon (Tableau 14), la relation C^* –bétalaïnes totales apparaît faible et non significative ($\rho = -0,18$; $p = 0,7017$ dans la matrice globale), alors que C^* est fortement associé à a^* ($\rho = 0,86$; $p = 0,0137$). Cette absence de relation positive simple entre C^* et bétalaïnes totales ne signifie pas nécessairement absence d'effet pigmentaire ; elle peut traduire une interaction entre la nature des pigments, leur état chimique, leur concentration, la matrice sèche, la diffusion de la lumière et la méthode de séchage. Les bétalaïnes sont hydrosolubles, sensibles au pH, à l'oxygène, à la lumière et à la température ; leur expression visuelle ne dépend donc pas uniquement de leur teneur calculée mais aussi de leur environnement physicochimique (Herbach et al., 2006 ; Azeredo, 2009 ; Esatbeyoglu et al., 2015).

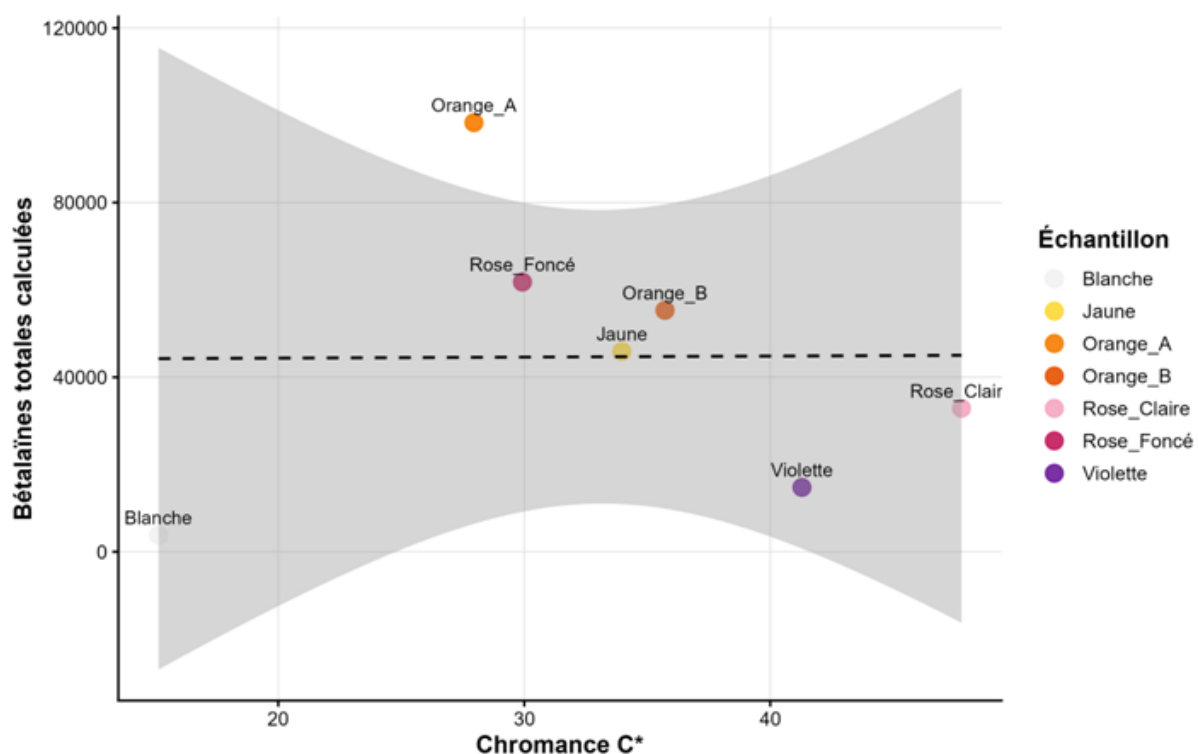


Figure 25. Relation entre la saturation colorimétrique C* et la teneur totale en bétalaines.

Tableau 14. Corrélations de Spearman sélectionnées entre paramètres colorimétriques, pigments et activité antioxydante.

Variable 1	Variable 2	rho Spearman	p-value	n	Interprétation	Intensité
C_star	Betalaines_totales	-0,18	0,7017	7	Non significatif	Faible
C_star	Betacyanines_BC	0,57	0,1802	7	Non significatif	Forte
C_star	Betaxanthines_BX	-0,07	0,8790	7	Non significatif	Faible
a_star	Betacyanines_BC	0,75	0,0522	7	Non significatif	Très forte
b_star	Betaxanthines_BX	0,46	0,2939	7	Non significatif	Modérée

h_angle	Betacyanines_BC	0,82	0,0234	7	Significatif	Très forte
h_angle	DPPH	-0,96	4,54e-04	7	Très hautement significatif	Très forte
L_star	Betalaines_totales	-0,39	0,3833	7	Non significatif	Modérée
L_star	DPPH	0,39	0,3833	7	Non significatif	Modérée
a_star	C_star	0,86	0,0137	7	Significatif	Très forte

Note : les corrélations sont exploratoires car elles sont calculées sur un faible nombre d'échantillons moyens. Elles doivent être discutées comme des tendances intégratives et non comme des preuves causales.

La figure 25 montre que les échantillons à forte teneur calculée en bétalaïnes ne sont pas nécessairement ceux qui présentent la plus forte chromance. Orange_A se distingue par une charge pigmentaire totale très élevée, alors que sa C* demeure intermédiaire. À l'inverse, Rose_Claire lyophilisé présente une C* très élevée, mais ses bétalaïnes totales ne sont pas les plus fortes. Cette dissociation peut s'expliquer par la dominance relative des familles pigmentaires, par les différences de diffusion lumineuse après séchage, par la concentration locale des pigments et par la contribution d'autres métabolites chromophores.

Du point de vue de la valorisation, trois profils peuvent être distingués :

- Les échantillons rose clair et violet lyophilisés sont intéressants pour l'intensité chromatique, notamment par leurs fortes valeurs de a* et C*.
- Les échantillons orange et jaune présentent une orientation chromatique plus favorable aux teintes jaune-orange, cohérente avec une contribution importante des bétaxanthines.
- L'échantillon rose foncé séché conserve une teinte rouge-violet très marquée, mais l'absence de modalité lyophilisée limite la comparaison technologique.

Pour une valorisation comme colorants naturels, les critères prioritaires ne doivent donc pas se limiter à la teneur pigmentaire calculée : il faut également prendre en compte la clarté, la saturation, la stabilité au stockage, la méthode de séchage et la compatibilité avec la matrice d'application (Stintzing et Carle, 2004 ; Azeredo, 2009 ; Khan et Giridhar, 2015).

Conclusion

En conclusion partielle, la caractérisation CIELAB confirme que les bractées de bougainvillier présentent une diversité chromatique importante, structurée par la couleur initiale et modulée par la méthode de séchage. La lyophilisation accentue fortement certaines composantes rouges et saturées, mais elle peut aussi assombrir les extraits. Le séchage conventionnel conserve mieux la clarté pour plusieurs couleurs, tout en maintenant une séparation chromatique nette. Les profils les plus prometteurs pour une valorisation pigmentaire doivent être sélectionnés selon une approche intégrée combinant CIELAB, bétalaïnes, stabilité du pH et activité antioxydante.

Conclusion générale

Chapitre 2 Conclusion générale

Ce travail de recherche, intitulé « **Bioprospection et caractérisation phytochimique des bétalaïnes des bractées de *Bougainvillea* : potentiel d'usage dans le domaine alimentaire** », s'est inscrit dans une démarche de valorisation de ressources végétales locales pour répondre aux enjeux de la transition écologique et nutritionnelle. À travers l'étude de sept chémotypes, nous avons exploré la capacité de cette plante ornementale à fournir des biomolécules capables de substituer les additifs de synthèse par des alternatives naturelles, biosourcées et fonctionnelles.

Un profil phytochimique riche et multifonctionnel

Les investigations menées ont confirmé que les bractées de *Bougainvillea spectabilis* constituent une plateforme métabolique d'un intérêt majeur. La bioprospection a révélé une structuration pigmentaire nette : le chémotype **Orange A** s'impose comme la source la plus prolifique de bétalaïnes totales (98 322,67 µg/g), tandis que les variétés **Violette** et **Rose Foncé** offrent les meilleures concentrations en bétacyanines.

L'originalité de ces résultats réside dans la **multifonctionnalité** des extraits. L'analyse des **composés phénoliques totaux (TPC)** a montré une accumulation significative, particulièrement chez la variété **Rose Claire** (5360,42 µg GAE/g). Cette richesse phénolique, couplée aux bétalaïnes, confère aux extraits une activité antioxydante notable. Le cas remarquable de l'extrait **Blanc**, qui affiche la plus forte inhibition du radical DPPH (80 %) malgré l'absence de pigments, démontre que le bougainvillier mobilise une diversité de métabolites secondaires (flavonoïdes, acides hydroxycinnamiques) dont l'action protectrice dépasse le simple rôle colorant.

Apport de la technologie de stabilisation

Sur le plan technologique, cette étude a validé la **lyophilisation** comme procédé de référence pour la production de poudres pigmentaires de haute pureté. Cette méthode a permis non seulement de stabiliser les composés sensibles, mais aussi d'exalter la saturation colorimétrique (paramètre Chroma) des teintes rouges et violettes. Le suivi de **stabilité sur cinq mois** a par ailleurs mis en évidence une excellente inertie acidobasique des extraits **Jaune** et **Orange A**, ce qui constitue un atout de premier ordre pour leur conservation à long terme.

Toutefois, la transposition de cette technologie à l'échelle industrielle nécessite une analyse technico-économique approfondie. Bien que la lyophilisation assure une excellente préservation des pigments et des composés bioactifs, elle demeure un procédé particulièrement énergivore en raison des étapes de congélation, de mise sous vide et de sublimation, ce qui augmente sensiblement les coûts d'investissement et d'exploitation par rapport aux techniques conventionnelles de séchage. Son application industrielle apparaît ainsi plus adaptée à la production d'ingrédients naturels à forte valeur ajoutée, notamment pour les secteurs alimentaire, nutraceutique et pharmaceutique, où la qualité, la stabilité et la préservation des composés bioactifs compensent les coûts plus élevés du procédé (Nwankwo et al., 2023 ; Martynenko & Vieira, 2023).

Évaluation du potentiel alimentaire : une nécessaire prudence

Malgré ces résultats prometteurs, l'évaluation de ces biomolécules au regard des exigences strictes du domaine alimentaire impose une certaine prudence analytique. Si les extraits présentent des teneurs pigmentaires et des capacités antioxydantes *in vitro* très compétitives, leur performance réelle reste à démontrer dans des matrices alimentaires spécifiques, notamment les boissons acidifiées (jus de fruits et boissons fonctionnelles), les produits laitiers fermentés (yaourts et desserts lactés), les confiseries gélifiées, les produits de boulangerie ainsi que les émulsions riches en lipides (sauces, vinaigrettes et crèmes). Ces applications sont particulièrement exigeantes en raison des interactions entre les bétalaïnes et les protéines, les lipides ou les polysaccharides, mais également des effets des traitements thermiques et des variations de pH sur la stabilité des pigments (Zannou et al., 2024 ; Rodríguez-Mena et al., 2023) . Les données obtenues en laboratoire ne permettent pas encore de garantir la stabilité de ces pigments face aux interactions moléculaires (protéines, lipides), aux variations enzymatiques ou aux traitements thermiques industriels tels que la pasteurisation. De plus, la dérive alcaline constatée chez certains chémotypes roses souligne une fragilité physico-chimique qui pourrait limiter leur usage dans des aliments dont le pH n'est pas strictement contrôlé. Ainsi, bien que le potentiel de bioprospection soit avéré, ces bétalaïnes ne peuvent être considérées comme des ingrédients « prêts à l'emploi » sans une validation poussée en conditions réelles de production. Dans cette perspective, une feuille de route progressive devrait être mise en place avant toute valorisation industrielle des extraits de *Bougainvillea spectabilis* comme colorants alimentaires naturels. Cette démarche devrait débuter par la validation de leur stabilité dans différentes matrices alimentaires ainsi que sous

diverses conditions de transformation et de stockage, afin de garantir le maintien de leurs propriétés colorantes tout au long de la durée de vie des produits. Elle devrait être suivie d'une évaluation complète de leur innocuité, comprenant notamment des études toxicologiques, génotoxicologiques, allergéniques ainsi qu'une estimation de l'exposition alimentaire des consommateurs, conformément aux exigences scientifiques applicables à l'évaluation des additifs alimentaires (**European Food Safety Authority [EFSA], 2026**). Par ailleurs, la standardisation des procédés d'extraction, de purification et de production apparaît indispensable afin d'assurer une composition chimique constante, une qualité reproductible et une maîtrise des contaminants potentiels. Enfin, ces données devraient être intégrées dans un dossier réglementaire conforme aux exigences des autorités compétentes, notamment l'EFSA en Europe et la FDA aux États-Unis, qui requièrent des informations détaillées sur l'identité et la caractérisation de la substance, les procédés de fabrication, les conditions d'utilisation, les données de stabilité, l'évaluation de l'exposition alimentaire ainsi que des études démontrant son innocuité avant toute autorisation de mise sur le marché comme additif ou colorant alimentaire (**EFSA, 2026 ; U.S. Food and Drug Administration [FDA], 2009/2026**). Le franchissement de ces étapes constitue ainsi une condition préalable essentielle pour assurer le transfert des résultats expérimentaux vers une application industrielle et une commercialisation conforme aux exigences réglementaires internationales

Perspectives

Pour transformer ce potentiel en application industrielle concrète, plusieurs perspectives s'ouvrent :

- **Caractérisation fine** : Réaliser une analyse par **HPLC-DAD-MS** pour identifier précisément les molécules phénoliques et les types de bétalaïnes afin de mieux comprendre les synergies structure-activité.
- **Optimisation technologique** : Explorer la micro-encapsulation des pigments pour renforcer leur résistance thermique et leur stabilité au sein des aliments.
- **Tests en matrice réelle** : Incorporer les poudres lyophilisées dans des produits modèles (yaourts, boissons ou charcuterie) pour évaluer la rémanence de la couleur et l'acceptabilité sensorielle.
- **Sécurité sanitaire** : Engager des études de toxicité et de biodisponibilité pour confirmer l'innocuité de ces extraits et répondre aux exigences réglementaires des nouveaux ingrédients alimentaires.

En somme, ce mémoire positionne *Bougainvillea spectabilis* comme une bio-raffinerie prometteuse. Si la route vers une application commerciale nécessite encore des étapes de validation, la richesse et la diversité de ses biomolécules ouvrent des horizons nouveaux pour une alimentation plus saine et plus naturelle.

Références

Références:

- Abarca-Vargas, R., & Petricevich, V. L. (2020). Comparison of Different Extraction Methods for the Phenolic Compounds Recovery with the Antioxidant Activity of *Bougainvillea x buttiana*. *Current Analytical Chemistry*, 16(6), 778–787.
<https://doi.org/10.2174/1573411015666190409110207>
- Aykın-Dinçer, E., Güngör, K. K., Çağlar, E., & Erbaş, M. (2021). The use of beetroot extract and extract powder in sausages as natural food colorant. *International Journal of Food Engineering*, 17(1), 75–82. <https://doi.org/10.1515/ijfe-2019-0052>
- Azeredo, H. M. C. (2009). Betalains: Properties, sources, applications, and stability – a review. *International Journal of Food Science & Technology*, 44(12), 2365–2376.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01668.x>
- Azeredo, H. M. C. (2009). *Betalains: Properties, sources, applications, and stability – a review. International Journal of Food Science & Technology*, 44, 2365–2376. (n.d.).
- Barbosa-Cánovas, G. V., & Vega-Mercado, H. (1996). *Dehydration of foods*. Chapman & Hall.
- Calva-Estrada, S. J., Jiménez-Fernández, M., & Lugo-Cervantes, E. (2022). Betalains and their applications in food: The current state of processing, stability and future opportunities in the industry. *Food Chemistry: Molecular Sciences*, 4, 100089.
<https://doi.org/10.1016/j.fochms.2022.100089>
- Carreón-Hidalgo, J. P., Franco-Vásquez, D. C., Gómez-Linton, D. R., & Pérez-Flores, L. J. (2022). Betalain plant sources, biosynthesis, extraction, stability enhancement methods, bioactivity, and applications. *Food Research International*, 151, 110821.
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110821>
- Castellar, R., Obón, J. M., Alacid, M., & Fernández-López, J. A. (2003). Color Properties and Stability of Betacyanins from *Opuntia* Fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(9), 2772–2776. <https://doi.org/10.1021/jf021045h>

- Castro-Enríquez, D. D., Montaña-Leyva, B., Del Toro-Sánchez, C. L., Juárez-Onofre, J. E., Carvajal-Millan, E., BurrueI-Ibarra, S. E., Tapia-Hernández, J. A., Barreras-Urbina, C. G., & Rodríguez-Félix, F. (2020). Stabilization of betalains by encapsulation—A review. *Journal of Food Science and Technology*, 57(5), 1587–1600. <https://doi.org/10.1007/s13197-019-04120-x>
- Chabou, A., Cheknane, B., Zeffouni, Z., Zermane, F., Cordaro, M., Latino, M., Citro, I., Spadaro, D., Trocino, S., & Calogero, G. (2026). A study on the impact of betalain chemical modification on the efficiency and stability of dye-sensitized solar cells. *Photochemical & Photobiological Sciences*, 25(1), 47–59. <https://doi.org/10.1007/s43630-025-00823-7>
- Chethana, S., Nayak, C. A., & Raghavarao, K. S. M. S. (2007). Aqueous two phase extraction for purification and concentration of betalains. *Journal of Food Engineering*, 81(4), 679–687. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2006.12.021>
- CIE. (1976). *Colorimetry: Official Recommendations of the International Commission on Illumination. Commission Internationale de l'Éclairage*. (n.d.).
- CIE. (2004). *Colorimetry, 3rd edition. CIE Publication 15:2004. Commission Internationale de l'Éclairage*. (n.d.).
- Clifford, T., Howatson, G., West, D., & Stevenson, E. (2015). The Potential Benefits of Red Beetroot Supplementation in Health and Disease. *Nutrients*, 7(4), 2801–2822. <https://doi.org/10.3390/nu7042801>
- Compean-Vargas, C., Pichardo-Sánchez, A., Rodríguez-Durán, N., Del Ángel-del Ángel, A., & Rodríguez-Durán, L. V. (2024). Extracción y caracterización de pigmentos de las brácteas bugambilia (*Bougainvillea* sp.). *Mexican journal of technology and engineering*, 3(1), 44–53. <https://doi.org/10.61767/mjte.003.1.4453>

- Dumarey, C., Sket, D., Joseph, D., & Boquet, P. (1975). [Basic phospholipase of *Naja nigricollis* venom]. *Comptes Rendus Hebdomadaires Des Seances De l'Academie Des Sciences. Serie D: Sciences Naturelles*, 280(13), 1633–1635.
- Esatbeyoglu, T., Wagner, A. E., Schini-Kerth, V. B., & Rimbach, G. (2015). Betanin—A food colorant with biological activity. *Molecular Nutrition & Food Research*, 59, 36–47. (n.d.).
- Esatbeyoglu, T., Wagner, A. E., Schini-Kerth, V. B., & Rimbach, G. (2015). Betanin—A food colorant with biological activity. *Molecular Nutrition & Food Research*, 59(1), 36–47.
<https://doi.org/10.1002/mnfr.201400484>
- Esquivel, P. (2016). Betalains. In: *Handbook on Natural Pigments in Food and Beverages: Industrial Applications for Improving Food Color*. Woodhead Publishing. (n.d.).
- European Food Safety Authority. (2026). *Food additive application procedure*.
<https://www.efsa.europa.eu/en/applications/food-additive>. (n.d.).
- Fellows, P. (2017). *Food processing technology: Principles and practice* (Fourth edition). Woodhead Publishing.
- Food additive application procedure At EFSA, we assess the safety of any new food additive before it can be placed on the EU market. We also assess proposed new uses and modifications.* (n.d.).
- Francis, F. J., & Clydesdale, F. M. (1975). *Food Colorimetry: Theory and Applications*. AVI Publishing. (n.d.).
- Gangopadhyay, A., Keshri, S., Panigrahi, S. P., Goswami, T. D., & Panda, N. (n.d.). *A General Study Of Stability Enhancement Factors, Formulations, And Pharmacological Application Of Glycosidic Dye Betalain*.
- Gómez-Espinoza, D., Ríos-Fuentes, B., Aguirre-Mancilla, C. L., Villaseñor-Ortega, F., Pérez-Pérez, M. C. I., & TecNM en Celaya. (2024). Microencapsulation of betalains obtained from

- garambullo fruit (*Myrtillocactus geometrizans*) by spray drying. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 23(2), 1–15. <https://doi.org/10.24275/rmiq/Alim24247>
- Gómez-López, I., Lobo-Rodrigo, G., Portillo, M. P., & Cano, M. P. (2021). Characterization, Stability, and Bioaccessibility of Betalain and Phenolic Compounds from *Opuntia stricta* var. *Dillenii* Fruits and Products of Their Industrialization. *Foods*, 10(7), 1593. <https://doi.org/10.3390/foods10071593>
- Herbach, K. M., Stintzing, F. C., & Carle, R. (2006). Betalain Stability and Degradation—Structural and Chromatic Aspects. *Journal of Food Science*, 71(4). <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00022.x>
- Huang, H., Ji, H., Ju, S., Lin, W., Li, J., Lv, X., Lin, L., Guo, L., Qiu, D., Yan, J., & Ma, X. (2022). Pantranscriptome combined with phenotypic quantification reveals germplasm kinship and regulation network of bract color variation in *Bougainvillea*. *Frontiers in Plant Science*, 13, 1018846. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1018846>
- Hutchings, J. B. (1999). *Food Color and Appearance*. Aspen Publishers. (n.d.).
- Impact of drying and extraction method on antioxidant capacity, phenolic compounds and betalain pigment of *Alternanthera sessilis* red. (2023). *Indian Journal of Natural Products and Resources*. <https://doi.org/10.56042/ijnpr.v14i3.4626>
- Kanner, J., Harel, S., & Granit, R. (2001). Betalains A New Class of Dietary Cationized Antioxidants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(11), 5178–5185. <https://doi.org/10.1021/jf010456f>
- Khan, M. I., & Giridhar, P. (2015). Plant betalains: Chemistry and biochemistry. *Phytochemistry*, 117, 267–295. (n.d.).
- Krokida & Maroulis (2000) The effect of drying method on viscoelastic behaviour of dehydrated fruits and vegetables *International Journal of Food Science & Technology*, 35, 391-400. (n.d.).

- Kumar, V., Mohan, V. M., & Kumar, L. (1977). Fluid and electrolyte problems in acute gastroenteritis-correlation with nutritional status. *Indian Pediatrics*, 14(6), 449–453.
- Lavanya, V., Thamaraiselvi, S. P., & Uma, D. (n.d.). *Studies on Extraction of Betalain Pigments by Different Solvents and Assessing Antioxidant Activity of Bougainvillea spectabilis and Celosia argentea Flowers*.
- León, K., Mery, D., Pedreschi, F., & León, J. (2006). Color measurement in $L^*a^*b^*$ units from RGB digital images. *Food Research International*, 39, 1084–1091. (n.d.).
- Li, X., Liu, Y., Cai, Z., & Zhou, Y. (2025). Advances in Bract Coloration: Diversity, Pigment Synthesis, and Regulatory Mechanisms in Ornamental Plants. *Plants*, 14(14), 2155. <https://doi.org/10.3390/plants14142155>
- Liu, X., Ma, Y., Yan, J., Liu, Y., Huang, Y., Deng, S., Dong, J., & Hu, Y. (n.d.). *Analysis of Pigmentation Changes in Bracts of Bougainvillea buttiana 'Miss Manila' During Different Developmental Periods*.
- Lukitasari, D. M., Indrawati, R., Chandra, R. D., Heriyanto, Shioi, Y., & Botosudarmo, T. H. P. (2024). pH-dependent stability of major betalains in the encapsulated beetroot extracts (*Beta vulgaris* L.). *Journal of Food Science*, 89(5), 2761–2773. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.17046>
- Mahey, P., Sontakke, M., Muchahary, S., Gupta, A. K., Jha, A. K., Kandpal, R., Kunwar, T., & Choudhary, A. (2025). Transforming the therapeutic and nutritional benefits of Bougainvillea flowers for sustainable uses and food security. *Discover Food*, 5(1), 156. <https://doi.org/10.1007/s44187-025-00302-z>
- Makar, A. B., McMartin, K. E., Palese, M., & Tephly, T. R. (1975). Formate assay in body fluids: Application in methanol poisoning. *Biochemical Medicine*, 13(2), 117–126. [https://doi.org/10.1016/0006-2944\(75\)90147-7](https://doi.org/10.1016/0006-2944(75)90147-7)

- Martynenko, A. A., & Alves Vieira, G. N. (2023). Sustainability of drying technologies: System analysis. *Sustainable Food Technology*, 1(5), 629–640. <https://doi.org/10.1039/D3FB00080J>
- Maskan, M. (2001). Kinetics of colour change of kiwifruits during hot air and microwave drying. *Journal of Food Engineering*, 48(2), 169–175. [https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(00\)00154-0](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(00)00154-0)
- McGuire, R. G. (1992). Reporting of objective color measurements. *HortScience*, 27, 1254–1255. (n.d.).
- Mehta, D., Kuksal, K., Yadav, K., Kumar Yadav, S., Zhang, Y., & Hariram Nile, S. (2024). Ultrasound-assisted extraction and encapsulation of betalain from prickly pear: Process optimization, in-vitro digestive stability, and development of functional gummies. *Ultrasonics Sonochemistry*, 108, 106975. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2024.106975>
- Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenylpicryl- hydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. 26(2).
- Nasrat, M. N., Sakimin, S. Z., & Hakiman, M. (2022). Phytochemicals and Antioxidant Activities of Conventionally Propagated Nodal Segment and In Vitro-Induced Callus of *Bougainvillea glabra* Choisy Using Different Solvents. *Horticulturae*, 8(8), 712. <https://doi.org/10.3390/horticulturae8080712>
- Nazir, F., Nazir, A., Ahmad, R., Abid, H. A., Abbas, T., & Shah, A. A. (2024). Extraction of chromophores from flowers of *Rosa indica*, *Bougainvillea glabra*, and *Tagetes erecta* and their application on cotton fabric. In Review. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-4822441/v1>
- Nwankwo, C. S., Okpomor, E. O., Dibagar, N., Wodecki, M., Zwierz, W., & Figiel, A. (2023). Recent Developments in the Hybridization of the Freeze-Drying Technique in Food Dehydration: A Review on Chemical and Sensory Qualities. *Foods*, 12(18), 3437. <https://doi.org/10.3390/foods12183437>

- Otalora, C., Bonifazi, E., Fissore, E., Basanta, F., & Gerschenson, L. (2020). Thermal Stability of Betalains in By-Products of the Blanching and Cutting of *Beta vulgaris* L. var *conditiva*. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*, 70(1), 15–24.
<https://doi.org/10.31883/pjfn/116415>
- Pathare, P. B., Opara, U. L., & Al-Said, F. A. J. (2013). Colour measurement and analysis in fresh and processed foods: A review. *Food and Bioprocess Technology*, 6, 36–60. (n.d.).
- Petricevich, V. L., Cedillo-Cortezano, M., & Abarca-Vargas, R. (2022). Chemical Composition, Antioxidant Activity, Cytoprotective and In Silico Study of Ethanolic Extracts of *Bougainvillea × buttiana* (Var. Orange and Rose). *Molecules*, 27(19), 6555.
<https://doi.org/10.3390/molecules27196555>
- Prieto-Santiago, V., Cavia, M. M., Alonso-Torre, S. R., & Carrillo, C. (2020). Relationship between color and betalain content in different thermally treated beetroot products. *Journal of Food Science and Technology*, 57(9), 3305–3313. <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04363-z>
- Ratti, C. (2001). Hot air and freeze-drying of high-value foods: A review. *Journal of Food Engineering*, 49(4), 311–319. [https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(00\)00228-4](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(00)00228-4)
- Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G. (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*, 20(7), 933–956.
[https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)02227-9](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)02227-9)
- Robards, K., Prenzler, P. D., Tucker, G., Swatsitang, P., & Glover, W. (1999). Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry*, 66(4), 401–436.
[https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(99\)00093-X](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(99)00093-X)
- Rodríguez-Mena, A., Ochoa-Martínez, L. A., González-Herrera, S. M., Rutiaga-Quiñones, O. M., González-Laredo, R. F., & Olmedilla-Alonso, B. (2023). Natural pigments of plant origin:

Classification, extraction and application in foods. *Food Chemistry*, 398, 133908.

<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.133908>

Sadowska-Bartosz, I., & Bartosz, G. (2021). Biological Properties and Applications of Betalains.

Molecules, 26(9), 2520. <https://doi.org/10.3390/molecules26092520>

Sagar, V. R., & Suresh Kumar, P. (2010). Recent advances in drying and dehydration of fruits and vegetables: A review. *Journal of Food Science and Technology*, 47(1), 15–26.

<https://doi.org/10.1007/s13197-010-0010-8>

Schreuder, B. E., Uilenberg, G., & Tondeur, W. (1977). Studies on Theileriidae (Sporozoa) in Tanzania. VIII. Experiments with African buffalo (*Syncerus caffer*). *Tropenmedizin Und Parasitologie*, 28(3), 367–371.

Seki, Y., Duman, K. B., Özdemir, H. N., & Kartal, G. E. (2026). Extraction of natural colorant from *Bougainvillea Glabra* bracts and its application as coloring agent for natural fibers.

Biomass Conversion and Biorefinery, 16(6), 169. <https://doi.org/10.1007/s13399-026-07095-w>

Sharma, V., Sharma, S. P., Banyal, S., & Luthra, A. (2026). Comparative study of potential use of *Bougainvillea Spectabilis* as useful compounds. *BIO Web of Conferences*, 241, 05001.

<https://doi.org/10.1051/bioconf/202624105001>

Sigurdson, G. T., Tang, P., & Giusti, M. M. (2017). Natural Colorants: Food Colorants from Natural Sources. *Annual Review of Food Science and Technology*, 8(1), 261–280.

<https://doi.org/10.1146/annurev-food-030216-025923>

Stintzing, F. C., & Carle, R. (2004). Functional properties of anthocyanins and betalains in plants, food, and in human nutrition. *Trends in Food Science & Technology*, 15(1), 19–38.

<https://doi.org/10.1016/j.tifs.2003.07.004>

Stintzing, F. C., Herbach, K. M., Mosshammer, M. R., Carle, R., Yi, W., Sellappan, S., Akoh, C. C., Bunch, R., & Felker, P. (2005). Color, Betalain Pattern, and Antioxidant Properties of

- Cactus Pear (*Opuntia* spp.) Clones. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(2), 442–451. <https://doi.org/10.1021/jf048751y>
- Sumera, S., Chitra, R., Ganga, M., Geetha, P., & Lakshmi, P. A. (2026). BOUGAINVILLEA BRILLIANCE: DES-DRIVEN GREEN EXTRACTION, QUANTIFICATION, AND NANOENCAPSULATION OF BETALAINS FOR NATURAL COLOURING. *Plant Archives*, 26(1), 957–962. <https://doi.org/10.51470/PLANTARCHIVES.2026.v26.no.1.130>
- The effect of drying methods on viscoelastic behaviour of dehydrated fruits and vegetables*
Magdalini K. Krokida, Zacharias B. Maroulis First published: 25 December 2001. (n.d.).
- University of Duhok, Haji, G., Sulaiman, A., & University of Duhok. (2019). “Rainfall Erosivity Mapping at Different Altitude Sites in Duhok Governorate”. *The Journal of The University of Duhok*, 22(2), 218–228. <https://doi.org/10.26682/ajuod.2019.22.2.20>
- U.S. Food and Drug Administration. (2009). *Guidance for Industry: Color Additive Petitions—FDA Recommendations for Submission of Chemical and Technological Data on Color Additives for Food, Drugs, Cosmetics, or Medical Devices*. <https://www.fda.gov/regulatory-information/search-fda-guidance-documents/guidance-industry-color-additive-petitions-fda-recommendations-submission-chemical-and-technological>. (n.d.).
- U.S. Food and Drug Administration. (2026). *Color Additive Petitions*. <https://www.fda.gov/industry/color-additives/color-additive-petitions>. (n.d.).
- Wrolstad, R. E., & Smith, D. E. (2017). *Color analysis*. In S. S. Nielsen (Ed.), *Food Analysis* (5th ed.). Springer. (n.d.).
- Wu, Q., Fu, X., Chen, Z., Wang, H., Wang, J., Zhu, Z., & Zhu, G. (2022). Composition, Color Stability and Antioxidant Properties of Betalain-Based Extracts from Bracts of Bougainvillea. *Molecules*, 27(16), 5120. <https://doi.org/10.3390/molecules27165120>
- Zannou, O., Oussou, K. F., Chabi, I. B., Odouaro, O. B. O., Deli, M. G. E. P., Goksen, G., Vahid, A. M., Kayodé, A. P. P., Kelebek, H., Selli, S., & Galanakis, C. M. (2024). A comprehensive

review of recent development in extraction and encapsulation techniques of betalains. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 64(30), 11263–11280.

<https://doi.org/10.1080/10408398.2023.2235695>

Annexe

Annexe .1. Les Donné Brute De Dosage des bétalaines

��chan tillon	Poids de l'��cha ntillon sec (g)	Volu me final e(ml)	Fact eur de dilut ion D	Long ueur du trajet optiq ue de la cuve (1 cm)	R��p��t ition	B��taxan thines (BX)				B��tacy anines (BC)				Poids mol��c ulaire g/mol	Lecture s spectra les
						Longue ur du trajet optique de la cuve(n m)	Absorb ance nm	Coeffi cient d'extin ction molair e l/mol/c m	Lecture s spectra les	Poids mol��c ulaire g/mol	Longue ur du trajet optique de la cuve mn	Absorb ance nm	Coeffi cient d'extin ction molair e l/mol/c m		
rose clair	0,2	25	10	1	R 1	480	1,3862	48 000	Modéré e(++)	550	538	1,8472	60 000	339	Forte(+ ++)
rose clair	0,2	25	10	1	R 2	480	1,3858	48 000	Modéré e(++)	550	538	1,8434	60 000	339	Forte(+ ++)
rose clair	0,2	25	10	1	R 3	480	1,3849	48 000	Modéré e(++)	550	538	1,8433	60 000	339	Forte(+ ++)
rose foncé	0,2	25	10	1	R1	480	2,8701	48 000	Forte(+ ++)	550	538	2,9322	60 000	339	Forte(+ ++)
rose foncé	0,2	25	10	1	R2	480	2,869	48 000	Forte(+ ++)	550	538	2,9308	60 000	339	Forte(+ ++)
rose foncé	0,2	25	10	1	R3	480	2,8683	48 000	Forte(+ ++)	550	538	2,9314	60 000	339	Forte(+ ++)
violet	0,2	25	10	1	R1	480	0,4342	48 000	Faible(+)	550	538	1,2089	60 000	339	Modéré e(++)
violet	0,2	25	10	1	R2	480	0,4329	48 000	Faible(+)	550	538	1,2091	60 000	339	Modéré e(++)
violet	0,2	25	10	1	R3	480	0,4326	48 000	Faible(+)	550	538	1,2088	60 000	339	Modéré e(++)

Orange A	0,2	25	10	1	R1	480	6,3074	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,0653	60 000	339	Modéré e(++)
Orange A	0,2	25	10	1	R2	480	6,3514	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,0641	60 000	339	Modéré e(++)
Orange A	0,2	25	10	1	R3	480	6,3602	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,065	60 000	339	Modéré e(++)
Orange B	0,2	25	10	1	R1	480	3,3069	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,1207	60 000	339	Modéré e(++)
Orange B	0,2	25	10	1	R2	480	3,3124	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,1164	60 000	339	Modéré e(++)
Orange B	0,2	25	10	1	R3	480	3,3146	48 000	Très Forte (++++)	550	538	1,1172	60 000	339	Modéré e(++)
jaune	0,2	25	10	1	R1	480	2,9831	48 000	Forte(++)	550	538	0,4496	60 000	339	Faible(+)
jaune	0,2	25	10	1	R2	480	2,9817	48 000	Forte(++)	550	538	0,4499	60 000	339	Faible(+)
jaune	0,2	25	10	1	R3	480	2,9824	48 000	Forte(++)	550	538	0,4491	60 000	339	Faible(+)
blanc he	0,2	25	10	1	R1	480	0,204	48 000	Traces(+/-)	550	538	0,1229	60 000	339	Traces(+/-)
blanc he	0,2	25	10	1	R2	480	0,2	48 000	Traces(+/-)	550	538	0,1316	60 000	339	Traces(+/-)
blanc he	0,2	25	10	1	R3	480	0,1992	48 000	Traces(+/-)	550	538	0,1286	60 000	339	Traces(+/-)

NOTE:
Bétacyanines (BC) = $(A_{538} \times D \times V \times \quad / (\epsilon \times l \times P)$
Bétaxanthines (BX) = $(A_{480} \times D \times V \times PM) / (\epsilon \times l \times P)$
Bétalaïnes Totales (BT) = BC + BX
code de Échantillon
Éch 1
Éch 2
Éch 3
Éch 4
Éch 5
Éch 6
Éch 7
Abréviation
(ϵ)= Coefficient d'extinction molaire l/mol/cm
D()=Facteur de dilution
(L)=Longueur du trajet optique de la cuve(nm)
(V)=Vulome finale(ml)
(P)=Poids de l'échantillon sec (g)
(PM)=Poids moléculaire g/mol
(A)=Absorbance nm
(l)=Longueur du trajet optique de la cuve (1 cm)

Annexe II.2. Tableau colorimétrique descriptif complet.

Échantillon	Traitement	n	L* moy.	SD L*	a* moy.	SD a*	b* moy.	SD b*	C* moy.	SD C*	h° moy.	SD h°
Blanche	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Blanche	Séchage	3	57,17	0,59	14,76	0,83	3,23	0,71	15,13	0,64	12,44	3,38
Jaune	Lyophilisation	3	23,55	0,58	22,94	6,25	24,92	5,78	33,88	8,46	47,61	1,63
Jaune	Séchage	3	40,89	0,15	18,34	8,54	28,13	0,12	34,05	5,05	57,99	11,26
Orange_A	Lyophilisation	3	35,94	0,70	18,61	0,29	20,82	0,89	27,93	0,85	48,20	0,78
Orange_A	Séchage	3	33,89	0,89	22,71	0,17	16,33	0,48	27,98	0,18	35,72	0,98
Orange_B	Lyophilisation	3	15,80	0,31	36,23	0,82	2,16	0,47	36,30	0,81	3,42	0,79
Orange_B	Séchage	3	37,81	0,11	32,21	0,12	14,05	0,24	35,14	0,04	23,57	0,43
Rose_Claire	Lyophilisation	3	16,98	0,04	47,08	1,04	47,08	1,04	66,58	1,47	45,00	0,00
Rose_Claire	Séchage	3	34,05	0,10	28,79	0,04	-3,24	0,07	28,97	0,05	353,58	0,12
Rose_Foncé	Lyophilisation	0	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Rose_Foncé	Séchage	3	30,97	0,12	29,92	0,16	-0,60	0,10	29,92	0,16	358,85	0,19
Violette	Lyophilisation	3	34,91	1,76	48,16	2,02	-20,04	5,74	52,30	3,87	337,66	5,27
Violette	Séchage	3	40,41	0,13	28,32	0,22	-10,69	0,10	30,27	0,17	339,31	0,32

Ce tableau reprend l'ensemble des paramètres CIELAB mesurés ou recalculés

Annexe 3. Figures complémentaires.

