

## Evaluación farmacognóstica de la especie vegetal cubana silvestre *Tillandsia usneoides* L. (L.)

Pharmacognostic Evaluation of the Wild Cuban Plant Species  
*Tillandsia usneoides* L. (L.)

Eva Salas Olivet<sup>1</sup>, Ha Nguyen Hoang<sup>2</sup>, Yarelis Wilson Camejo<sup>3</sup>, Wilma García Garay<sup>4</sup>

<sup>1</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba. [evaso@ifal.uh.cu](mailto:evaso@ifal.uh.cu)

<sup>2</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba.

<sup>3</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba.

<sup>4</sup> Histoterapia placentaria. La Habana, Cuba.



### PARA CITAR ESTE ARTÍCULO

Salas Olivet, E., Hoang, H. N., Wilson Camejo, Y., & García Garay, W. (2024). Evaluación farmacognóstica de la especie vegetal cubana silvestre *Tillandsia usneoides* L. (L.). *Alternativas*, 25(1), 21–36. <https://doi.org/10.23878/alternativas.v25i1.432>

### DOI

<https://doi.org/10.23878/alternativas.v25i1.432>

### CORRESPONDENCIA

[evaso@ifal.uh.cu](mailto:evaso@ifal.uh.cu)



UNIVERSIDAD CATÓLICA  
DE SANTIAGO DE GUAYAQUIL

Av. Carlos Julio Arosemena, Km 1,5. Guayaquil, Ecuador  
Teléfono: +593 4 380 4600  
Correo electrónico: [revista.alternativas@cu.ucsg.edu.ec](mailto:revista.alternativas@cu.ucsg.edu.ec)  
Web: [www.ucsg.edu.ec](http://www.ucsg.edu.ec)



© The Autor(s), 2024

This work is licensed under a Creative Commons Attribution 4.0 International License, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited. To view a copy of this license visit <http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>.

# Evaluación farmacognóstica de la especie vegetal cubana silvestre *Tillandsia usneoides* L. (L.)

## Pharmacognostic Evaluation of the Wild Cuban Plant Species *Tillandsia usneoides* L. (L.)

Eva Salas Olivet<sup>1</sup>, Ha Nguyen Hoang<sup>2</sup>, Yarelis Wilson Camejo<sup>3</sup>, Wilma García Garay<sup>4</sup>

<sup>1</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba. [evaso@ifal.uh.cu](mailto:evaso@ifal.uh.cu)

<sup>2</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba.

<sup>3</sup> Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana, La Habana, Cuba.

<sup>4</sup> Histoterapia placentaria. La Habana, Cuba.

### RESUMEN

*T. Usneoides* (Bromeliaceae) se usa tradicionalmente como hipoglucemiante, anticancerígeno, diurético, emenagogo, analgésico, purgante, entre otros. Sin embargo, la información científica referida en la literatura sobre la planta es escasa y en Cuba ésta es la primera investigación científica al respecto. La que persigue como objetivo evaluar desde el punto de vista farmacognóstico la especie vegetal cubana silvestre *Tillandsia usneoides* L. (L.) por su potencial antidiabético con menor o ningún efecto secundario, por lo que es importante validar científicamente la efectividad y seguridad para garantizar su uso; para lo cual fue factible definir un procedimiento metodológico de estandarización a la droga cruda: se determinaron los parámetros físico-químicos de la droga cruda y sus extractos hidroalcohólicos al (30 %, 50 % y 85 %); por el método de maceración, se evaluó la composición química cualitativa por tamizaje fitoquímico, y los extractos hidroalcohólicos se analizaron por espectroscopia ultravioleta e infrarroja. Se establecieron los parámetros de calidad de la droga y sus extractos, encontrándose en su mayoría en correspondencia con los referidos para otras plantas medicinales. En la droga cruda fue posible detectar compuestos fenólicos, flavonoides triterpenoides, compuestos grasos, saponinas, catequinas, quinonas, antocianinas, azúcares reductores y principios amargos. Se observó similitud en los espectros ultravioleta-visible entre los tres extractos, sugiriendo presencia de compuestos fenólicos, especialmente flavonoides. En los espectros infrarrojos de los tres extractos, también se apreció una apariencia similar, sugiriendo bandas características de alcoholes, fenoles, cetonas y haluros de alquilo. El trabajo brinda los primeros hallazgos sobre la evaluación farmacognóstica de la planta; de Cuba.

### PALABRAS CLAVE

*Tillandsia usneoides* L. (L.), farmacognosia, fitoquímica.

### ABSTRACT

*T. usneoides* (Bromeliaceae) is traditionally used as a hypoglycemic, anticancer, diuretic, emmenagogue, analgesic, purgative, among others. However, scientific information referred to in the literature on the plant is scarce and in Cuba this is the first scientific investigation on the subject. The objective of this study is to evaluate the Cuban wild plant species *Tillandsia usneoides* L. (L.) from a pharmacognostic point of view for its antidiabetic potential with fewer or no side effects, so it is important to scientifically validate its effectiveness and safety to guarantee its use; for which it was feasible to define a methodological procedure for standardizing the raw drug: the physicochemical parameters of the raw drug and its hydroalcoholic extracts (30%, 50% and 85%) were determined; Using the maceration method, the qualitative chemical composition was evaluated by phytochemical screening, and the hydroalcoholic extracts were analyzed by ultraviolet and infrared spectroscopy. The quality parameters of the drug and its extracts were established, most of which were consistent with those reported for other medicinal plants. In the crude drug, it was possible to detect phenolic compounds, triterpenoid flavonoids, fatty compounds, saponins, catechins, quinones, anthocyanins, reducing sugars, and bitter principles. Similarity was observed in the ultraviolet-visible spectra among the three extracts, suggesting the presence of phenolic compounds, especially flavonoids. A similar appearance was also observed in the infrared spectra of the three extracts, suggesting characteristic bands of alcohols, phenols, ketones, and alkyl halides. This work provides the first findings on the pharmacognostic evaluation of the plant from Cuba.

### KEYWORDS

*Tillandsia usneoides* L. (L.), pharmacognosy, phytochemistry.

## Introducción

*Tillandsia usneoides* L. (L.), que pertenece a la familia botánica de las Bromeliaceae, se caracteriza por la producción de metabolitos bioactivos (fenoles, flavonoides triterpenoides, compuestos grasos, saponinas, catequinas, quinonas, antocianinas, azúcares reductores, etc.) con gran potencial farmacológico. Estos metabolitos se pueden utilizar como marcadores quimiotaxonomicos incluso para géneros y subfamilias.

*T. usneoides*, L. (L.), es un arbusto que se encuentra en Cuba y otras latitudes, es una especie epífita, o sea, usa otras plantas como soporte a pleno sol o a media sombra, es una fanerógama (planta con semilla), que no presenta raíces y crece vegetativamente encadenándose, formando estructuras colgantes. No es parásita, no absorbe nutrientes o agua de su patrón. Obtiene agua y alimento de sus alrededores: tiene escamas especiales en la superficie que pueden captar humedad, tanto de la lluvia, como de aire húmedo. Además, capta polvo y de esto se alimenta (Fiorato, 2009). Es conocida convencionalmente por varios nombres comunes; tales como: barba de viejo, barba de palo, helecho, barba española, barba de mono, barba de padre, pelo de rey, trigo sarraceno, melena vegetal, hierba bardonos, helecho norteño (Brasil); hirahuasso, huahuasso, barba-de-mont, tabaquilla beard, barbón, peluca cabello del ángel Argentina, (Chile); barba gris, tres pelos, musgo español, crin de caballo (Estados Unidos); Payun mamell (pueblo indígena mapuche, Argentina) (Arambarri, 1997; Martínez, 1997).

Las plantas medicinales constituyen una alternativa terapéutica viable debido a su bajo costo y fácil disponibilidad para muchas poblaciones, más de 400 especies vegetales con gran diversidad fitoquímica son estudiadas por su potencial antidiabético y menor o ningún efecto secundario, por lo que es importante validar científicamente la efectividad y seguridad para garantizar su uso.

Tanto la diabetes mellitus como la insuficiencia cardíaca son dos enfermedades que frecuentemente van de la mano. Los resultados de recientes estudios sobre disminución de mortalidad, hospitalización por insuficiencia cardíaca y aparición de eventos cardiovasculares, que han demostrado ciertos hipoglucemiantes no insulínicos, han hecho que cambien las recomendaciones en cuanto al tratamiento de la diabetes mellitus. El objetivo clásico del tratamiento de la diabetes, centrado en la reducción de la hemoglobina glicada para reducir el daño

microvascular, aunque siga siendo importante, puede que haya pasado a un segundo plano, ahora que disponemos de fármacos que podrían disminuir también el daño macrovascular.

En la actualidad, la especie *Tillandsia* no solo ha sido reportada con cualidades para el monitoreo ambiental de contaminantes (Cardoso y col., 2016; Estrella y col., 2019; Rivera y col., 2020) sino que también en la medicina ha sido usada para tratar diabetes de tipo 2 (mellitus), enfermedad coronaria, edema y hemorroides, entre otros usos. Estos antecedentes han motivado el estudio de la planta, principalmente, de los extractos, de los cuales son escasos los reportes de parámetros farmacognósticos, aspectos que contribuyen a justificar su uso en la medicina tradicional cubana (Kress, 1986), por tal motivo, el objetivo de este trabajo de investigación fue evaluar la actividad tanto farmacognóstica como fitoquímica. Adicionalmente se determinaron los parámetros fisicoquímicos de calidad de la droga y los extractos hidroalcohólicos de *Tillandsia usneoides*. L. (L.)

## Materiales y métodos

### Recolección, selección y procesamiento del material vegetal

El material vegetal fue recolectado en enero de 2023, en San Agustín, municipio La Lisa, La Habana, Cuba. Durante toda la investigación, se utilizó el mismo material vegetal y de la misma procedencia. La especie se encontraba en estado fenológico floración-fructificación, se seleccionaron de forma general las partes de la planta que no presentaron alteraciones morfológicas visibles, ni daños por insectos o patógenos, ni quemaduras solares.

La planta fue herborizada siguiendo el protocolo para la herborización: "Colección y preservado de ejemplares botánicos en procesos de supervisión forestal" (2013). El mismo se desarrolló en los Laboratorios de Síntesis y Química Farmacéutica del Instituto de Farmacia y Alimentos, Universidad de La Habana y se depositaron e identificaron en el herbario Johannes Bisse y Heisi del Centro Científico del Jardín Botánico Nacional (HJNB), perteneciente a la Universidad de La Habana, donde se depositó un espécimen comprobante (HFC-91631).

Para el desarrollo de la investigación se separaron las partes de la planta *Tillandsia usneoides* L. (L.) que fueron lavadas con agua potable, hipoclorito de sodio al 1 % por un tiempo de 5 minutos y finalmente con agua potable para retirar la solución

de hipoclorito de sodio empleada. Con el objetivo de favorecer el proceso de secado se cortaron los materiales vegetales en trozos pequeños utilizando tijeras de corte estériles.

Los materiales vegetales fueron sometidos a un método de secado en estufa (P/G2007ba, China) a una temperatura de 40 °C con recirculación de aire a razón de 1700 rpm. En el estudio se utilizaron 100 g de cada muestra para tres réplicas, que se colocaron esparcidas dentro de la estufa en bandejas esmaltadas. Se registraron las observaciones de la droga, relacionadas con la proliferación de hongos o ennegrecimiento. Se realizaron pesadas sucesivas cada 24 horas (durante el tiempo que duró el proceso de secado) y se determinó la pérdida en peso por desecación promedio de las réplicas hasta masa constante según la metodología descrita en las Normas Ramales de Salud Pública (NRSP-309, 1992) y por el Manual de Farmacognosia y Química de los Productos Naturales (Miranda & Cuéllar, 2000).

Los materiales secos se redujeron a un tamaño de partícula menor de 2 mm, en un molino de cuchilla (FURNAS, Italia) que luego fueron homogenizados empleando el método de cuarteo, que consiste en tomar la droga seca y triturada, colocarla en forma de cono sobre una superficie lisa y limpia e ir trasladando de un lugar a otro de la superficie con el empleo de una pala plástica hasta formar otro cono similar al de partida; hasta obtener la muestra representativa para los ensayos. Posteriormente, se almacenaron en recipientes de cristal de color ámbar, cerrados herméticamente a temperatura ambiente y se colocaron en una desecadora provista de sílica gel activada hasta el momento de su utilización.

### Determinación de las características organolépticas de la droga seca

Al material seco se le definieron las características organolépticas, tales como: apariencia, color y olor, según la metodología descrita por Miranda & Cuéllar (2000).

### Determinación del contenido de humedad residual

La determinación de la pérdida de peso por desecación, se determinó por dos métodos: Gravimétrico (pérdida por desecación) y Azeotrópico (destilación con tolueno). Se utilizó una temperatura controlada de 105 °C con recirculación de aire a razón de 1700 rpm en estufa (P/G2007ba, China). Las pesadas se realizaron en una balanza técnica hasta masa constante, tal como recomiendan Miranda & Cuéllar (2000) y las Normas Ramales de Salud Pública (NRSP-309,

1992). Los cálculos se realizaron según la fórmula:  $H = (V_f - V_i) / M * 100$ , donde H es la humedad residual (%),  $V_f$  el volumen de agua final (mL),  $V_i$  el volumen de agua inicial (mL), M la masa de la muestra (g) y 100 el factor matemático.

### Determinación de cenizas totales

Para todas las determinaciones de cenizas se empleó una balanza técnica y un horno mufla (Bicasa BE-128, Italia), a una temperatura de 700 a 750°C, durante 2 h (Miranda & Cuéllar, 2000). Se pesaron 2 g de los materiales vegetales previamente pulverizados y tamizados (2 mm), realizando tres réplicas. Las muestras se enfriaron en una desecadora y se pesaron hasta masa constante. Los intervalos entre calentamiento y pesadas fueron de 30 minutos (Miranda & Cuéllar 2000). Los resultados se obtuvieron por la siguiente expresión:  $C_1 = [(M_2 - M) / (M_1 - M)] * 100$ , donde  $C_1$  son las cenizas totales en base hidratada (%),  $M_2$  la masa del crisol con las cenizas (g), M la masa del crisol vacío (g),  $M_1$  la masa del crisol con la muestra de ensayo (g) y 100 el factor matemático.

### Determinación del porcentaje de cenizas solubles en agua

Las determinaciones se llevaron a cabo a partir de las réplicas de las cenizas totales, disolviéndose en 15-20 mL de agua destilada según lo descrito por Miranda & Cuéllar (2000) y las Normas Ramales de Salud Pública (NRSP-309, 1992). El crisol se tapó y se puso a ebullición suavemente a la llama del mechero durante 5min. La solución se filtró a través del papel de filtro libre de cenizas. El filtro con el residuo se transfirió al crisol inicial, se carbonizó en un mechero y luego se incineró en el horno mufla. Posteriormente se colocó en una desecadora y cuando alcanzó la temperatura ambiente se pesó. Se repitió el procedimiento hasta alcanzar peso constante. Los resultados se obtuvieron por la siguiente expresión:  $C_1 = [(M_2 - M_A) / (M_1 - M)] * 100$ , donde  $C_1$  son las cenizas solubles en agua en base hidratada (%),  $M_2$  la masa del crisol con las cenizas (g),  $M_A$  la masa del crisol con las cenizas insolubles en agua (g), M la masa del crisol vacío (g),  $M_1$  la masa del crisol con la muestra de ensayo (g) y 100 el factor matemático.

### Determinación del porcentaje de cenizas insolubles en ácido clorhídrico al 10 %.

Se determinaron partiendo de las réplicas de las cenizas totales obtenidas, a las que se le añadieron de 2 a 3 mL de ácido clorhídrico al 10 %. El procedimiento se realizó según lo descrito por

Miranda & Cuéllar (2000) y las Normas Ramales de Salud Pública (NRSP-309 1992). Los cálculos se realizaron por la fórmula siguiente:  $C_1 = [(M_2 - M)/(M_1 - M)] * 100$ , donde  $C_1$  son las cenizas insolubles en HCl en base hidratada (%),  $M_2$  la masa del crisol con las cenizas (g),  $M$  la masa del crisol vacío (g),  $M_1$  la masa del crisol con la muestra de ensayo (g) y 100 el factor matemático.

### **Análisis de la droga cruda por espectroscopia de infrarrojo cercano (NIR)**

La espectroscopia de infrarrojo cercano es una técnica que se utiliza para ofrecer un análisis cuantitativo sin consumir o destruir la muestra, lo que requiere una preparación mínima o nula de la misma. A su vez, es capaz de detectar los enlaces C-H, N-H, O-H y S-H en matrices orgánicas, y es fundamental en el análisis de los materiales orgánicos. El análisis por esta técnica se realizó con el empleo de un espectrofotómetro de infrarrojo cercano (FOSS DS 2500, China). Las determinaciones realizadas fueron: contenido de humedad residual, cenizas totales, proteínas, grasas, fibras y almidón. Se tomaron 10 g de la droga (planta entera) previamente secadas, trituradas y pesadas en una balanza analítica (Sartorius, Alemania), de forma tal que cubriera toda la superficie interna del cristal del equipo. Se realizaron comparaciones de las medidas espectrofotométricas de la muestra de ensayo con una base de datos estándar acoplada al equipo.

### **Identificación de metabolitos secundarios mediante tamizaje fitoquímico**

Para realizar el tamizaje fitoquímico se maceró la planta entera de *Tillandsia usneoides* L. (L.) empleando disolventes en orden creciente de polaridad (éter dietílico, etanol y agua destilada) sobre el mismo material vegetal, para obtener los extractos correspondientes, los que fueron sometidos a diferentes ensayos. Todos estos procedimientos se realizaron según la metodología descrita por Miranda & Cuéllar (2000).

Para ello se pesaron de 30-50 g de material vegetal y se adicionaron de 90 a 150 mL de éter dietílico, hasta cubrir la superficie del mismo. El macerado se dejó reposar durante 48 horas y posteriormente se procedió a filtrarlo, donde el filtrado se recolectó para su posterior análisis y el residuo fue sometido a un proceso de secado a 40 °C en estufa con recirculación de aire (P/G2007ba, China). Al extracto etéreo obtenido se le realizó el ensayo de Sudán, Baljet, Liebermann-Buchard y Dragendorff, Mayer y Wagner, para la posible identificación cuali-

tativa de metabolitos tales como: compuestos grasos, agrupamiento lactónico y/o coumarinas, triterpenos y esteroides, y alcaloides, respectivamente.

Luego de las 48 horas, el residuo vegetal sometido anteriormente al proceso de maceración, fue secado y pesado en una balanza analítica (Sartorius, Alemania) hasta obtener masa constante. Posteriormente se adicionaron 110 ml de etanol al 96 % hasta cubrir el material vegetal. Se dejó en reposo durante 48 horas y transcurrido este tiempo, el menstuo se filtró y el filtrado se recolectó para su posterior análisis. El residuo fue sometido a un proceso de secado para retirar el solvente a 40 °C en estufa con recirculación de aire a razón de 1700 rpm. (P/G2007ba, China). Al extracto etanólico se le realizó el ensayo de Catequinas, Resinas, Fehling, Espuma, Shinoda, Tricloruro férrico, Ninhidrina, Bortrager, Kedde, Antocianidina, Baljet, Liebermann-Buchard, Dragendorff, Mayer y Wagner para reconocer la posible presencia de los metabolitos secundarios mencionados anteriormente. Para ver si podían detectarse cualitativamente; mediante una reacción colorimétrica la posible presencia de antocianinas, compuestos fenólicos, azúcares reductores, flavonoides, quinonas, glicósidos cardiotónicos, aminoácidos libres o aminas, resinas, catequinas y saponinas.

Cuando el residuo proveniente de la extracción hidroalcohólica estuvo seco, se pesó en balanza analítica (Sartorius, Alemania) hasta obtener masa constante y se procedió a agregarle de 90 a 110 ml de agua destilada hasta cubrir totalmente el material vegetal y se dejó en reposo durante 48 horas. Acontecidas las 48 horas se filtró el menstuo, donde el residuo nuevamente fue sometido a un proceso de secado hasta masa constante en estufa con recirculación de aire (P/G2007ba, China) a 40 °C para retirar el solvente. El material desecado se pesó y se desechó. Al filtrado se le realizaron los ensayos de Dragendorff, Mayer, Wagner, Antocianidina, Cloruro Férrico, Fehling, Shinoda y Saponinas, para detectar o no los metabolitos anteriormente detallados. Además se le realizaron los ensayos de Principios amargos y Mucilagos, con el objetivo de detectar si estas sustancias estaban presentes en el extracto acuoso.

### **Obtención de los extractos al 30 %, 50 % y 85 % del material vegetal *Tillandsia usneoides* L. (L.)**

Los extractos se prepararon a partir de 20 g de la planta, previamente seca y molida, que se

sometieron a un proceso de extracción por el Métodos de Maceración durante 7 días a una temperatura de  $30 \pm 2$  °C empleando como menstruo tres soluciones hidroalcohólicas a diferentes concentraciones (30 %, 50 % y al 85 %) con el objetivo de seleccionar el menstruo que permita extraer en mayor concentración los constituyentes químicos de la droga (Miranda y Cuéllar, 2000).

### Parámetros físico-químicos de calidad de los extractos al 30%, 50% y 85%

Se determinaron los parámetros físicos y químicos a los extractos según lo establecido en la NRSP-312 (1992) y en la metodología descrita por Miranda & Cuéllar (2000), se realizaron tres réplicas para cada experimento. Las características organolépticas se evaluaron en tubos de ensayo transparentes, limpios y secos en los cuales se depositaron los extractos. Para la determinación del olor se tomó una tira de papel secante de aproximadamente 1 cm de ancho por 10 cm de longitud, de la cual se introdujo un extremo en los extractos y se percibió el olor del producto. Se observaron el color, la transparencia, la posible presencia de partículas y la separación en capas llenando tres cuartas partes de los tubos de ensayo con la muestra. El pH se determinó mediante el Método Potenciométrico, utilizando un pH-metro (HANNA, Rumania), según lo descrito en la NC 90-13-13. Para la determinación del índice de refracción se utilizó un refractómetro (ABBE digital, China) a una temperatura de 25 °C.

Para la determinación de sólidos totales se siguió el siguiente procedimiento. En cápsulas previamente taradas se añadieron 5 ml de los extractos. Se sometió la muestra a 105 °C hasta evaporación del disolvente y peso constante. La cantidad de sólidos totales (St) expresados en % se calculó por la expresión:  $St = Pr - pV \times 100$ , donde Pr es la masa de la cápsula más el residuo (g), P es la masa de la cápsula vacía (g), V el volumen de la porción de ensayo (mL) y 100 el factor matemático.

Las determinaciones de la densidad relativa a 25 °C se realizaron empleando agua destilada como disolvente y un picnómetro de 10 ml. Se utilizó una balanza analítica Sartorius (Alemania), para realizar las pesadas. Los resultados se calcularon mediante la fórmula siguiente:  $D_{25} = [(M_1 - M) / (M_2 - M)]$ , donde  $D_{25}$  es la densidad relativa (g/ml),  $M_1$  es la masa del picnómetro con la muestra de ensayo (g), M es la masa del picnómetro vacío (g), y  $M_2$  el peso del picnómetro con el agua (g).

### Análisis por espectroscopia UV-Vis del extracto hidroalcohólico al 30%, 50% y 85% de *Tillandsia usneoides* L. (L.)

Se realizó una dilución de los extractos hidroalcohólicos, obtenidos por el método de maceración, pipeteando 0,15 mL con una pipeta graduada de 0,1 mL, se llevó a volúmenes de 10 mL, se diluyeron y se completaron los volúmenes con una solución hidroalcohólica preparada al mismo por ciento de los extractos. El análisis se realizó por triplicado, según PNO CCI.06.003.99.

Se efectuó un barrido a una longitud de onda entre 200 nm y 450 nm con una celda de cuarzo de 1 mm de paso óptico, empleando un espectrofotómetro (GENESYS 10uv, Scanning UV-Visible, Japón).

### Análisis por espectroscopia Infrarroja (IR)

Se elaboró una pastilla de KBr calidad para infrarrojos utilizando una prensa hidráulica y se aplicó a la pastilla una pizca de la muestra obtenida, empleando una espátula, la pastilla se colocó en el equipo IR con Transformada de Fourier (Shimadzu, IR Prestige-21, Japón), utilizando accesorio con ventana de diamante (SPECAC, Golden Gate). Se fijaron los parámetros de la medición de la siguiente manera:

- Método: Reflectancia Total Atenuada (ATR)
- Rango: 4000-600  $\text{cm}^{-1}$
- Velocidad del espejo: 2,0
- Resolución: 4  $\text{cm}^{-1}$

### Resultados y discusión

#### Método de Secado en Estufa

El material vegetal alcanzó su peso constante a las 72 horas de secado en cada bandeja, es decir, a los 3 días, con una pérdida de 80.03%, 77.77% y 80.71% de su peso para cada una de las tres réplicas. Una vez culminado el proceso de secado la droga fue no muy fácilmente desmenuzable, es decir, se fracturó manualmente con la ayuda de un mortero demostrando gran abrasividad y dureza, arenosidad lo que fue indicativo de la eficacia del método de secado empleado, que garantizó un peso constante.

Tabla 1. Resultados del método de secado del material *T. usneoides* L. (L.).

BANDEJA	MÉTODO GRAVIMÉTRICO	TIEMPO (HORAS)	PÉRDIDA DE PESO (%)			PROMEDIO (%) X / DS
			T1	T2	T3	
1	Equipo: Estufa 40°C	72 horas	79,84	80,00	80,25	80,03 / 0,21
2	Equipo: Estufa 40°C	72 horas	77,54	77,85	77,93	77,77 / 0,21
3	Equipo: Estufa 40°C	72 horas	80,60	80,74	80,80	80,71 / 0,10

**Leyenda:** T – tiempo de pesada. T1 – primera pesada. T2 – segunda pesada. T3 – tercera pesada. x/DS: valor medio de las determinaciones/desviación estándar

El material vegetal poseía una apariencia homogénea con una coloración verde más oscura cenizo que la del material de partida. Este comportamiento se explica por la deshidratación que tiene lugar durante el proceso de secado.

### Métodos físico-químicos aplicados al análisis de la droga seca

#### Parámetros de control de calidad

**Tabla 2. Parámetros físico-químicos de la droga cruda de *Tillandsia usneoides* L. (L.)**

PARÁMETROS (%)	RESULTADOS X/DS EN PLANTA ENTERA
Humedad residual	7,8 / 0,22
Cenizas totales	4,5 / 0,5
Cenizas solubles en agua	2,4 / 1,6
Cenizas insolubles en HCl al 10%	2,9 / 0,38

**Legenda:** X/DS: valor medio de las determinaciones  $\pm$  desviación estándar

En la Tabla 2 se presentan algunos de los parámetros que le fueron evaluados a la especie vegetal silvestre cubana de *Tillandsia Usneoides* L. (L.):

#### Determinación del contenido de humedad residual

El contenido de humedad residual es un parámetro de control de calidad de suma importancia que permite evaluar la efectividad del método de secado empleado. Se debe controlar, pues si los valores son excesivamente altos, es decir, por encima de 14 %, las muestras analizadas quedan susceptibles al crecimiento de diferentes colonias de microorganismos, tales como bacterias y hongos.

El valor de humedad residual obtenido fue de 7,8 %, el cual está dentro de los límites establecidos para la mayoría de las especies vegetales (8-14 %), según la USP 40 (2017). Con estos resultados se puede plantear que el material vegetal se encontraba seco, sin peligro de crecimiento microbiano, esto confirma que el proceso de secado fue eficiente; sin peligro de hidrólisis de los metabolitos constituyos de dicha especie (Miranda & Cuéllar, 2000).

#### Determinación de cenizas totales

Las cenizas totales son indicativas de la calidad del material con que se trabaja y constituye una base para juzgar su pureza e identidad. Permite brindar información relativa a la posible adulteración con materias inorgánicas o cuerpos extraños que posea la droga. Aunque también está en dependencia de la composición en minerales de los suelos, el cual condiciona su elevado valor. Las farmacopeas y normas establecen un índice de cenizas totales que no exceda el 2-5 %,

mientras que la farmacopea china refiere hasta un 15 %. La diversidad de valores obtenidos para este parámetro de control de la calidad en las diferentes especies vegetales está asociada a las características del suelo donde se recolectan las mismas y al poder acumulativo de elementos de naturaleza inorgánica que caracteriza dicha especie vegetal.

En este estudio se observó una acumulación de elementos inorgánicos (4,5%) que está comprendido en el rango establecido de 2-5% de índice en las farmacopeas y normas.

Si estas cenizas fueran superiores a 5 % darían elementos que pudieran corresponder a metales alcalinos, alcalino-térreos o metales pesados. La acumulación de estos últimos constituye un grave problema para el consumo humano y animal, son el origen del 82% de las enfermedades degenerativas crónicas, como por ejemplo la pérdida de memoria, depresión, ansiedad, cáncer o disfunción eréctil, ya que, sin un tratamiento específico, el organismo nunca los elimina por sí solo.

#### Determinación del porcentaje de cenizas solubles en agua

Las cenizas solubles en agua se utilizan para estimar la cantidad de compuestos inorgánicos presentes en la droga seca, son considerados parámetros de control de la calidad que ayudan a evaluar la pureza de la droga y se encuentran relacionados con su posible toxicidad. Los resultados obtenidos (2,40 %) estuvieron dentro de los límites establecidos por las farmacopeas, las cuales plantean que debe ser menor del 2-5 % para la mayoría de las plantas medicinales, por esta razón es necesario conocer si las mismas están compuestas por metales pesados, esto se determina mediante las cenizas insolubles en ácido.

#### Determinación del porcentaje de cenizas insolubles en ácido clorhídrico al 10 %

Las cenizas insolubles en ácido están relacionadas con la presencia de sílice y metales pesados. Los resultados obtenidos (2,9 %) estuvieron comprendido dentro de los límites establecidos por las Farmacopeas (2-5 %) para la mayoría de las plantas medicinales.

Tomando en consideración que los valores obtenidos para las cenizas solubles en agua e insolubles en ácido fueron adecuados (2,40%) y (2,9 %), respectivamente, es necesario reconocer que las mismas no contienen metales pesados.

Es importante significar que en investigaciones sobre las plantas medicinales este parámetro debe ser evaluado rigurosamente o

sea “los metales pesados”, éstos se encuentran generalmente como componentes naturales de la corteza terrestre, en forma de minerales, sales u otros compuestos. No pueden ser degradados o destruidos fácilmente de forma natural o biológica ya que no tienen funciones metabólicas específicas para los seres vivos, son peligrosos porque tienden a bioacumularse en diferentes cultivos. La bioacumulación significa un aumento en la concentración de un producto químico en un organismo vivo en un cierto plazo de tiempo, comparada a la concentración de dicho producto químico en el ambiente. Los ejemplos de metales pesados o algunos metaloides, incluyen el mercurio (Hg), cadmio (Cd), arsénico (As), cromo (Cr), talio (Tl), y plomo (Pb), entre otros.

Dentro de los metales pesados, están los denominados oligoelementos, y que pueden servir como micronutrientes para los cultivos, ya que son requeridos en pequeñas cantidades y son necesarios para que los organismos completen su ciclo vital y algunos metales pasado cierto umbral se vuelven tóxicos como el **B**(5g), **Co**(>18mg), **Cr**(20a30mg/m<sup>3</sup>), **Cu**(100a150mg), **Mo**(1a19mgMo/m<sup>3</sup>), **Mn**(10 y 20 mg), **Ni**(>500µg/l), **Fe**(57 mg/m<sup>3</sup>), **Se**(5 mg/m<sup>3</sup>) y **Zn**(675 y 2.280 ppm) y el metaloide **As**(70 y 180 mg) (Amay, 2016).

#### Análisis de la droga cruda por espectroscopia de infrarrojo cercano (NIR)

En la tabla 3 se muestran los resultados obtenidos:

Tabla 3. Resultados de la droga cruda por espectroscopia de infrarrojo cercano

PARÁMETROS (%)	PLANTA ENTERA (X/DE)
Humedad	8,53 / 0,15
Cenizas	9,92 / 0,17
Proteínas	20,58 / 0,16
Grasas	3,48 / 0,12
Fibras	15,52 / 0,02
Almidón	17,22 / 0,24

Leyenda: x/DE: valor medio de las determinaciones ± desviación estándar.

#### Identificación de metabolitos secundarios por tamizaje fitoquímico

Como se puede observar en la tabla 4, durante el tamizaje fitoquímico a los extractos etéreo, alcohólico y acuoso dieron positivos los compuestos grasos, los agrupamientos lactónicos, catequinas, flavonoides, azúcares reductores, saponinas, compuestos fenólicos, quinonas benzoquinó, antocianinas, triterpenos/esteroides y principios amargos.

Tabla 4. Resultados del tamizaje fitoquímico de la droga cruda de *T. usneoides* L. (L.)

ENSAYOS	OBSERVACIONES	RESULTADOS			METABOLITOS
		ETÉREO	ALCOHÓLICO	ACUOSO	
Sudan	Película coloreada rojo	+++	++	NR	Compuestos grasos
Catequinas	La aparición de una mancha verde carmelita a la luz UV	NR	++	NR	Catequinas
Resinas	No precipitado	NR	-	NR	Resinas
Fehling	Precipitado rojo ladrillo	NR	++	++	Azúcares reductores
Espuma	Espuma de 3mm por 30 minutos	NR	++	++	Saponinas
Cloruro Férrico	Coloración verde intensa	NR	++	++	Compuestos fenólicos
Ninhidrina	No cambia	NR	-	NR	Aminoácido libres o aminas
Borotrager	La fase acuosa alcalina se colorea de rosado	NR	++	NR	Quinonas benzoquinó
Shinoda	Cambia naranja	NR	++	NR	Flavonoides
Kedde	No cambia	NR	-	NR	Glicósidos cardiotónicos
Antocianidina	Color marrón	NR	++	NR	Antocianinas
Dragendorff	No cambia	-	-	NR	Alcaloides
Baljet	Precipitado rojo	+++	-	NR	Agrupamiento Lactónico
Liebermann-Burchard	Cambia rosado	+++	+++	NR	Triterpenos/esteroides
Mucilagos	No cambia	NR	NR	-	Mucilagos
Principios Amargos	Tiene un sabor amargo	NR	NR	++	Principios Amargos

Leyenda: + ensayo positivo; ++ y +++ ensayo muy positivo; - ensayo negativo

- **Compuestos grasos:** presentes tanto por espectroscopia de infrarrojo cercano (NIR) como por tamizaje fitoquímico. Necesarios para la salud en pequeñas cantidades, se distinguen de los otros dos macronutrientes, hidratos de carbono y proteínas, por su mayor valor calórico: es una fuente concentrada de energía que por término medio suministra, al ser oxidada en el organismo y es esta su característica principal y la que determina su papel en los procesos nutritivos. Los compuestos grasos son elementos de reserva y protección. Intervienen en algunos procesos de la fisiología celular, por ejemplo, en la síntesis de hormonas esteroideas y de sales biliares. Transportan las vitaminas liposolubles (A, D, E y K) y son necesarios para que se absorban dichas vitaminas. Contienen ciertos ácidos grasos esenciales, es

decir aquellos que el hombre no puede sintetizar: El ácido linoleico (C18:2 n-6) y el alfa-linoleico (C18:3 n-3) que juegan un papel especial en ciertas estructuras, principalmente en el sistema nervioso.

- **Compuestos lactónicos:** tienen una amplia gama de efectos farmacológicos, entre ellos, anticoagulante, antiinflamatorio, antioxidante, antibacteriano, anticancerígeno, entre otros (Xu y col., 2015).
- **Catequinas:** son un componente de algunos alimentos procedentes de la familia de los flavonoides y que ayuda a proteger las células del daño causado por los radicales libres. Los radicales libres son moléculas inestables que se elaboran durante el metabolismo normal de las células (cambios químicos que ocurren en una célula). Los radicales libres se pueden acumular en las células y dañar otras moléculas. Este daño puede aumentar el riesgo de cáncer y otras enfermedades. Las catequinas están en estudio para la prevención y el tratamiento de cáncer. Una catequina es un tipo de antioxidante. Se trata de una enorme fuente de antioxidantes. Son antiartríticas, antiinflamatorias, antiulcerosas, antiagregantes, inmunostimulantes y hepatoprotectivas.
- **Azúcares reductores:** Es el monosacárido más importante y el azúcar reductor es glucosa. En el cuerpo, la glucosa se conoce como azúcar en la sangre, porque es esencial para la función cerebral y la energía física. La fructosa es otro azúcar reductor y es conocido como el más dulce de todos los monosacáridos. Es una fuente de energía y responsable de varios efectos fisiológicos sobre el metabolismo humano, especialmente en las funciones estructurales.
- **Saponinas:** sus propiedades farmacológicas están basadas en la acción expectorante, antitusiva, antiinflamatoria, antiulcerosa y antiespasmódica. También se utiliza como aromatizante; las saponinas esteroidales son fuente de materia prima fundamental para la industria farmacéutica en la síntesis de hormonas, y son utilizadas como laxantes (Miranda & Cuéllar, 2000).
- Estos metabolitos tienen propiedades hemolítica, antiinflamatoria, antiviral, antibacterial, antifúngica, anticance-

rígena (El Aziz y col., 2019). También presentan propiedades detergentes, hemolítica y piscida.

- **Compuestos fenólicos (flavonoides):** Se ha descrito que los compuestos fenólicos tienen actividad antimicrobiana, antioxidante, antiinflamatoria, antihepatotóxica, antidiarreica, antiviral, antiulcerosa, antialérgica y cicatrizante (Oladunni y col, 2019; Silva y col, 2020).
- **Quinonas benzoquinona:** Numerosas quinonas desempeñan papeles vitales en la bioquímica de las células y los organismos. Ellas ejercen actividades biológicas relevantes, siendo un ejemplo de ello la Vitamina K1, que es un factor importante en la coagulación sanguínea y la coenzima Q, una quinona que interviene en la cadena de transporte de electrones en las células.
- **Antocianinas:** responsables de las tonalidades rojas, azules y moradas, son un tipo de flavonoides muy interesantes ya que tienen un poder antioxidante extraordinario. Protegen los capilares de la retina; tienen un papel beneficioso para la vista; ayudan a reforzar el sistema cardiovascular; tienen un efecto antioxidante potente; son antivirales; ayudan a combatir resfriados, infecciones y alergias; tienen propiedades anticancerígenas y mejoran la recuperación deportiva (De la Rosa y col., 2022).
- **Triterpenos/esteroides:** se caracterizan por sus propiedades anticancerígena, hepatoprotectora, antioxidante, analgésica y antimicrobiana (Kumar y col., 2018; Nzogong y col., 2018).
- **Principios Amargos:** estimulan el apetito al actuar sobre el hipotálamo y aumentar los movimientos y secreciones estomacales. Además de abrir el apetito, los principios amargos son muy útiles para favorecer la digestión. La razón de este hecho se debe a que los principios amargos estimulan la producción de gastrina, una hormona que produce toda una serie de cambios en el aparato digestivo destinados a digerir lo mejor posible los alimentos. Los principios amargos son importantes para el buen funcionamiento del hígado, porque estimulan el órgano, provocando un aumento en la producción de bilis (propiedades coleréticas) y en la eliminación (propiedades colagogas) (Waizel y Waizel, 2019).

### Parámetros físico-químicos de calidad de los extractos al 30%, 50% y 85%

Los parámetros físico-químicos de calidad de los extractos al 30%, 50% y 85% se relacionan en la tabla 5.

**Tabla 5. Resultado Parámetros físico-químicos de calidad del extracto Etanol 30%, 50% y 85% de Tillandsia usneoides L. (L.)**

PARÁMETROS	ETANOL 30%	ETANOL 50%	ETANOL 85%
Determinación del olor	Característica de la planta	Característica de la planta	Característica de la planta
Determinación del color	Amarillo claro	Amarillo intenso	Amarillo muy intenso
pH	6	6	6
Sólidos totales	0,4%	0,6%	0,6%
Densidad relativa	0,9709	0,9428	0,8937
Índice de refracción	1,3417	1,3496	1,3566

El pH indica qué tan ácida, neutra o básica es una solución que, en el caso de la extracción, da como resultado un pH ácido, lo que puede estar relacionado con la presencia de compuestos de naturaleza fenólica.

Otro parámetro medido de gran importancia fue el contenido de sólidos totales, los cuales brindan información sobre la cantidad de sólidos no volátiles presentes en una tintura o extracto, además de servir de base a los farmacólogos para el ajuste de dosis, cuando el mismo es evaluado en test farmacológicos y toxicológicos.

El índice de refracción y la densidad relativa también fueron medidos al extracto, el primero es una constante característica de cada sustancia, que representa la relación entre el seno del ángulo de incidencia de la luz y el seno del ángulo de refracción cuando la luz pasa oblicuamente a través del medio y el segundo parámetro, brinda criterio del peso específico de la misma.

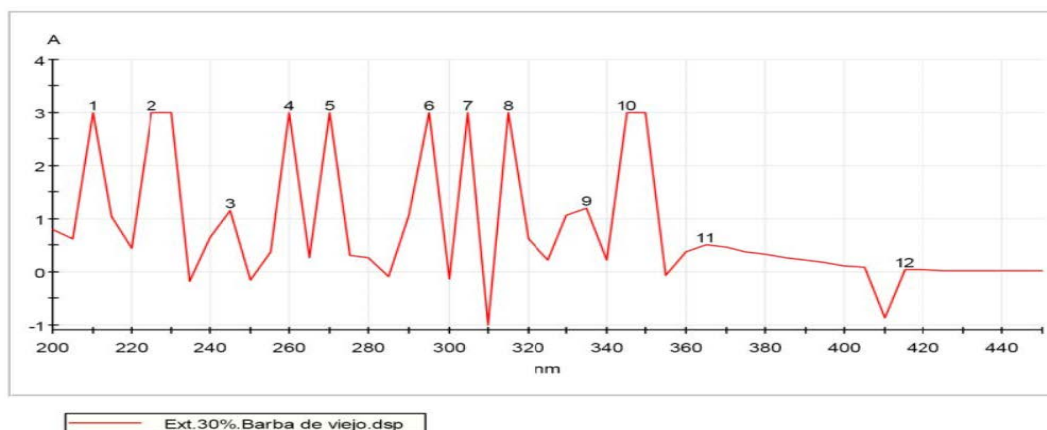
### Análisis por espectroscopia UV-Vis del extracto hidroalcohólico al 30%, 50% y 85% de Tillandsia usneoides L. (L.)

La espectrofotometría UV-Vis permite comparar la radiación absorbida o transmitida por una solución que contiene una cantidad desconocida de soluto, y una que contiene una cantidad conocida de la misma sustancia, regida por la ley de Lambert-Beer.

Dada la presencia de grupos cromóforos en su estructura, los flavonoides presentan absorciones características en la región UV-Vis del espectro electromagnético. Estas absorciones experimentan corrimientos por cambios de pH, en presencia de metales o por la presencia de sustituyentes. En solución de etanol todos los flavonoides exhiben una absorción de intensidad fuerte a media en la región de 200 - 270nm (Banda II) y a mayor longitud de onda, en la zona de 300 - 400nm, aparecen otras bandas de mayor intensidad (Banda I).

Estos metabolitos se encuentran contenidos en la especie vegetal en estudio expresado cualitativamente durante los ensayos de tamizaje fitoquímico corroborados con el espectro de absorción UV-Vis e informados en diferentes literaturas.

En la Figura 1 se muestra el espectro de absorción y en la tabla 6 las diferentes absorciones del extracto hidroalcohólico al 30 %, obtenido por el Método de Maceración. Se realizó un barrido a una longitud de onda entre 200 y 450nm, observándose máximos de absorbancias entre 210-295 nm (Banda II) y entre 300 - 410 nm (Banda I), características de flavonoides. En la longitud de onda de 295 nm se observa un máximo de absorbancia que puede corresponder a las flavononas, estos metabolitos absorben entre 275-295 nm y son característicos de la banda II. En la banda I de absorción se encuentran los flavonoides tipo



**Figura 1.** Espectro de absorción UV-Vis del extracto hidroalcohólico al 30%

**Tabla 6. Principales absorciones del Extracto Hidroalcohólico 30% en el UV visible**

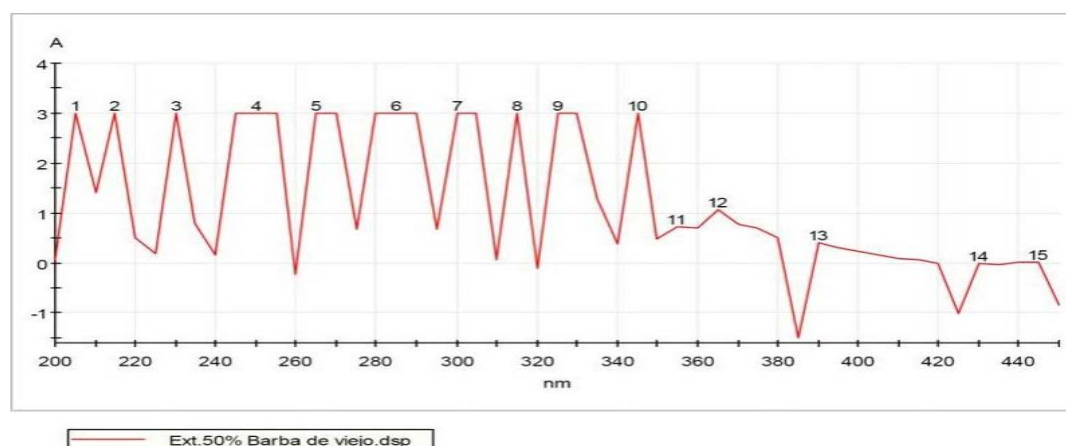
PICOS UMBRAL: 0,01 A								
#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA
1	210 nm	3,000 A	2	225 nm	3,000 A	3	245 nm	1,142 A
4	260 nm	3,000 A	5	270 nm	3,000 A	6	295 nm	3,000 A
7	305 nm	3,000 A	8	315 nm	3,000 A	9	335 nm	1,204 A
10	345 nm	3,000 A	11	365 nm	0,505 A	12	415 nm	0,041 A

**Leyenda:**  $\lambda$ -longitud de onda. # - número de los picos. A - Absorbancia.

flavonas, se puede apreciar máximo de absorbancia a dos longitudes de onda de 315 nm y 345 nm, éstos absorben entre 315-350 nm.

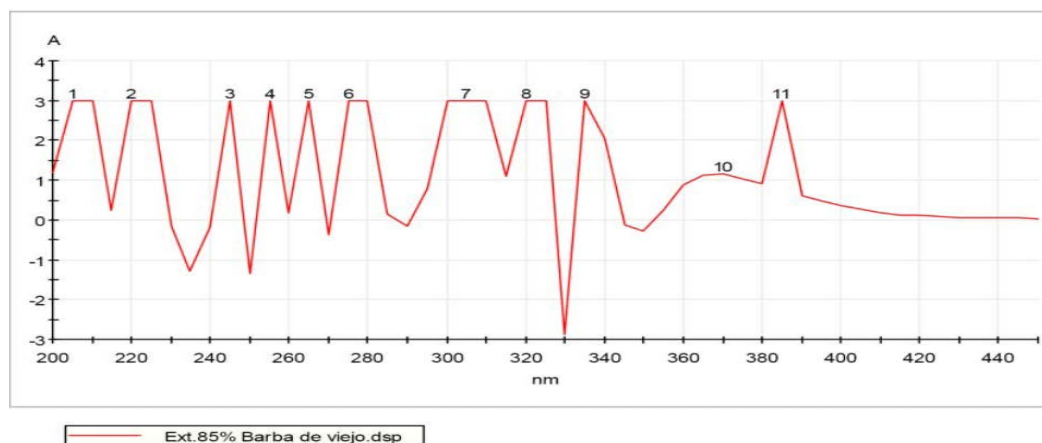
En la Figura 2 se muestra el espectro de absorción y en la tabla 7 las diferentes absorciones del extracto hidroalcohólico al 50 %, obtenido por el Método de Maceración. Se realizó un barrido a una longitud de onda entre 200 y 450nm, observándose máximos de absorbancias entre 210-290 nm (Banda II) y entre 300 - 410 nm (Banda I), características de flavonoides. En la longitud de onda de 285 nm se observa un máximo de absorbancia que puede corresponder a las flavononas, estos metabolitos absorben entre 275-295 nm y son característicos de la banda II. En la banda I de absorción se encuentran los flavonoides tipo flavonas, se puede apreciar máximo de absorbancia a dos longitudes de onda de 315 nm y 325 nm, éstos absorben entre 315-350 nm. Aparece otro máximo de absorbancia en 355 nm típico de flavonoles, los cuales absorben entre 350-385 nm.

En la Figura 3 se muestra el espectro de absorción y en la tabla 8 las diferentes absorciones del extracto hidroalcohólico al 85 %, obtenido por el Método de Maceración. Se realizó un barrido a una longitud de onda entre 200 y 450nm, observándose máximos de absorbancias entre 200-290 nm (Banda II) y entre 300 - 410 nm (Banda I), características de flavonoides. En la longitud de onda de 275 nm se observa un máximo de absorbancia que puede corresponder a las flavononas, estos metabolitos absorben entre 275-295 nm y son característicos de la banda II. En la banda I de absorción se encuentran los flavonoides tipo flavonas, se puede apreciar máximo de absorbancia a dos longitudes de onda de 320 nm y 335 nm, éstos absorben entre 315-350 nm. Aparece otro máximo de absorbancia en 385 nm típico de flavonoles, los cuales absorben entre 350-385 nm y en 385 nm se evidencia un máximo que pudiera corresponder a las chalconas, las cuales absorben entre 370 nm y 395 nm.

**Figura 2.** Espectro de absorción UV-Vis del extracto hidroalcohólico al 50%**Tabla 7. Principales absorciones del Extracto Hidroalcohólico 50% en el UV visible**

PICOS UMBRAL: 0,01 A								
#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA
1	205 nm	3,000 A	2	215 nm	3,000 A	3	230 nm	3,000 A
4	250 nm	3,000 A	5	265 nm	3,000 A	6	285 nm	3,000 A
7	300 nm	3,000 A	8	315 nm	3,000 A	9	325 nm	3,000 A
10	345 nm	3,000 A	11	355 nm	0,721 A	12	365 nm	1,064 A
13	390 nm	0,404 A	14	430 nm	-0,001 A	15	445 nm	0,013 A

**Leyenda:**  $\lambda$ -longitud de onda. # - número de los picos. A - Absorbancia.



**Figura 3.** Espectro de absorción UV-Vis del extracto hidroalcohólico al 85%.

**Tabla 8.** Principales absorciones del Extracto Hidroalcohólico 85% en el UV visible

PICOS UMBRAL: 0,01 A									
#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#	$\lambda$	ABSORBANCIA	#
1	205 nm	3,000 A	2	220 nm	3,000 A	3	245 nm	3,000 A	
4	255 nm	3,000 A	5	265 nm	3,000 A	6	275 nm	3,000 A	
7	305 nm	3,000 A	8	320 nm	3,000 A	9	335 nm	3,000 A	
10	370 nm	1,161 A	11	385 nm	3,000 A				

**Leyenda:**  $\lambda$ -longitud de onda. # - número de los picos. A - Absorbancia.

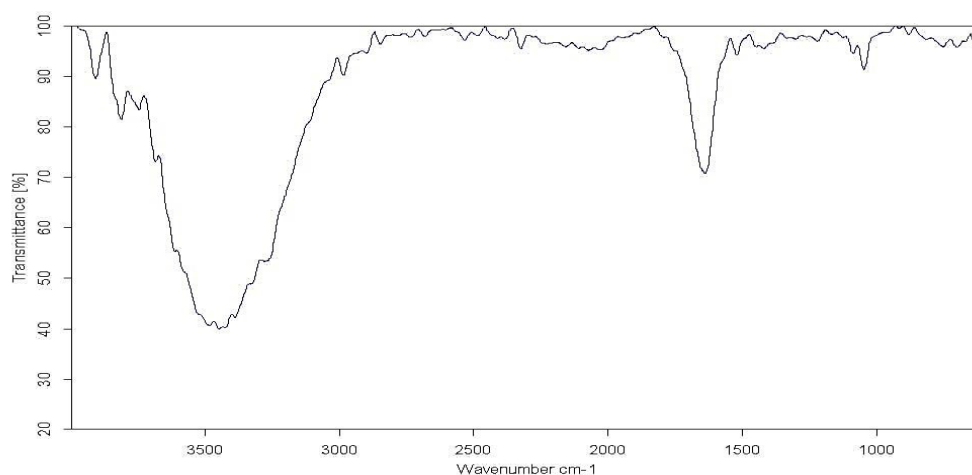
Al comparar el perfil ultravioleta de los tres extractos se observaron algunas bandas similares y otras diferentes, relacionadas posiblemente a la composición química de los extractos. Se pudo sugerir la presencia de compuestos fenólicos, especialmente, flavonoides.

### Análisis por espectroscopia infrarroja

La identidad de una sustancia se puede confirmar mediante espectroscopia FTIR, utilizando tabletas de bromuro de potasio (KBr). La mayoría de las moléculas absorben luz en la región infrarroja del espectro electromagnético, convirtiéndola en vibraciones moleculares. Esta

absorción es característica de la naturaleza de los enlaces químicos presentes en la muestra.

La tabla 9 muestra las señales con grupos funcionales que se encuentran en los extractos hidroalcohólicos al 30% de las plantas en estudio y en la figura 4 se ilustra el espectro infrarrojo. Se puede observar un amplio rango de intensidad media a  $3450\text{ cm}^{-1}$ , esto corresponde al estrechamiento de los grupos OH de los alcoholes y fenoles. Por otro lado, una banda de carbonilo fuerte a  $1650\text{ cm}^{-1}$  puede corresponder a una cetona. Otra banda de intensidad media a  $1050\text{ cm}^{-1}$  pudiera tratarse de estrechamiento C-O de alcoholes primarios.



**Figura 4.** Espectro de absorción IR del extracto hidroalcohólico al 30%

**Tabla 9. Señal y asignación de los grupos funcionales del espectro infrarrojo (IR) del extracto hidroalcohólico al 30% de la especie vegetal en estudio**

SEÑAL (CM <sup>-1</sup> )	ASIGNACIÓN DE GRUPOS FUNCIONALES
3450	$\nu_{OH}$ (Alcoholes y Fenoles)
1650	$\nu_{C=O}$ (Cetonas)
1050	St C-O (Alcoholes primarios)

La tabla 10 muestra las señales con grupos funcionales que se encuentran en los extractos hidroalcohólicos al 50% de las plantas en estudio y en la figura 5 se ilustra el espectro infrarrojo. Se puede observar un amplio rango de intensidad media a 3500 cm<sup>-1</sup>, esto corresponde al estrechamiento de los grupos OH de los alcoholes y fenoles. Por otro lado, una banda de carbonilo fuerte a 1650 cm<sup>-1</sup> puede corresponder a una cetona. Otra banda de intensidad media a 600 cm<sup>-1</sup> podría ser el C-I, C-Br o C-Cl en haluros de alquilo y C-Cl en cloruros de ácidos.

**Tabla 10. Señal y asignación de los grupos funcionales del espectro infrarrojo (IR) del extracto hidroalcohólico al 50% de la especie vegetal en estudio**

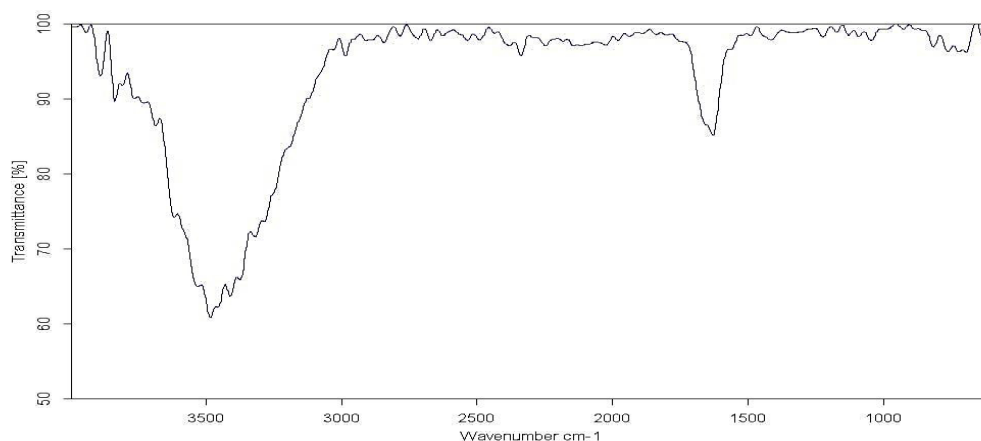
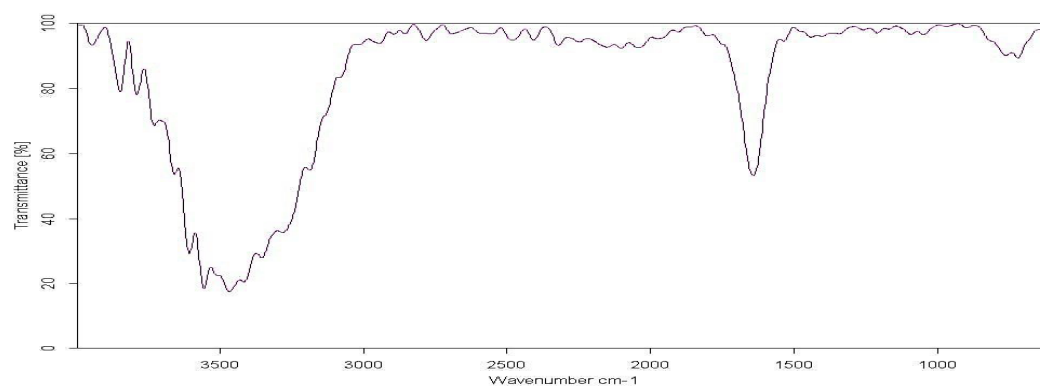
SEÑAL (CM <sup>-1</sup> )	ASIGNACIÓN DE GRUPOS FUNCIONALES
3500	$\nu_{OH}$ (Alcoholes y Fenoles)
1650	$\nu_{C=O}$ (Cetonas)
600	C-I, C-Br, C-Cl (Haluros de alquilo) C-Cl (Cloruros de ácidos)

La tabla 11 muestra las señales con grupos funcionales que se encuentran en los extractos hidroalcohólicos al 85% de la planta en estudio y en la figura 6 se ilustra el espectro infrarrojo. Se puede observar un amplio rango de intensidad media a 3470 cm<sup>-1</sup>, esto corresponde al estrechamiento de los grupos OH de los alcoholes y fenoles. Por otro lado, una banda de carbonilo fuerte a 1650 cm<sup>-1</sup> puede corresponder a una cetona. Otra banda de intensidad media a 650 cm<sup>-1</sup> podría ser el C-I, C-Br o C-Cl en haluros de alquilo y C-Cl en cloruros de ácidos.

**Tabla 11. Señal y asignación de los grupos funcionales del espectro infrarrojo (IR) del extracto hidroalcohólico al 85% de la especie vegetal en estudio**

SEÑAL (CM <sup>-1</sup> )	ASIGNACIÓN DE GRUPOS FUNCIONALES
3470	$\nu_{OH}$ (Alcoholes y Fenoles)
1650	$\nu_{C=O}$ (Cetonas)
650	C-I, C-Br, C-Cl (Haluros de alquilo) C-Cl (Cloruros de ácidos)

Al analizar los espectros infrarrojos también se observaron similitudes en el perfil de los extractos, pudiendo sugerir la presencia de alcoholes y fenoles, haluros de alquilo y cetonas.

**Figura 5. Espectro de absorción IR del extracto hidroalcohólico al 50%****Figura 6. Espectro de absorción IR del extracto hidroalcohólico al 85%**

## Conclusiones

Se determinaron los principales parámetros farmacognósticos de la especie vegetal cubana silvestre *Tillandsia usneoides* L. (L.) los cuales permitieron establecer las características del método de secado y los principales parámetros físicos y químicos de la droga cruda y sus extractos para esta época de recolección, los cuales son indispensables para la confección de futuras monografías y fitos medicamentos.

Se definió el procedimiento de estandarización del material vegetal crudo de *Tillandsia usneoides* L. (L.) con lo cual se logró precisar los parámetros de control de calidad de la planta; tales como el contenido de humedad residual 7.8%, cenizas totales en 4.5%, cenizas solubles en agua en 2.4% y cenizas insolubles en HCl al 10% con 2.9%.

Los métodos de análisis empleados para analizar el perfil químico de la droga cruda sugirieron la presencia de varios fitoconstituyentes, entre ellos, compuestos fenólicos, los flavonoides, triterpenoides, compuestos grasos, saponinas, catequinas, quinonas benzoquinona, antocianinas, azúcares reductores y principios amargos.

En los análisis por espectroscopia UV-Vis; entre los tres extractos se observó similitud, sugiriendo la presencia de flavonoides.

En los espectros infrarrojos se identificaron bandas características de alcoholes, fenoles, cetonas y los haluros de alquilo.

De este modo, las drogas cumplen con los requisitos de calidad establecidos en las normas cubanas e internacionales para el uso de productos naturales, por lo que las mismas pudieran ser empleadas en la preparación de nuevos productos en la medicina natural. No obstante, se recomienda realizar un análisis toxicológico de la planta, así como también determinar otros parámetros fisicoquímicos y fitoquímico de la droga y de los extractos hidroalcohólicos para evaluar la actividad hipoglucemiante; a la especie vegetal de origen cubana.

## Referencias bibliográficas

Arambarri AM. *Tillandsia* L. (Bromeliaceae): Anatomy and ethno-pharmacology. *Acta Horticulturae*. 1997; 503:133-139.

Cardoso GP, Fernandes FF, Alves ES. *Tillandsia usneoides*: a successful alternative for biomonitoring changes in air quality due to a new highway in São Paulo. *Brazil Environ Sci Pollut Res Int*. 2016; 23: 1779 - 1788.

Amay Sosa F E. Evaluación de metales pesados en recursos terapéuticos vegetales de la ciudad

de Iquitos. Universidad Nacional de Trujillo. Escuela de postgrado. [Tesis]. 2016.

De la Rosa Reyna XF, García León I, Hernández Mendoza J, Morales Baquera J, Quiroz Velásquez JDC. Antocianinas, propiedades funcionales y potenciales aplicaciones terapéuticas. *Rev. Bol. Quím*. 2022; Vol. 39 (5). Disponible en: [https://www.scielo.org.bo/scielo.php?pid=S0250-54602022000500001&script=sci\\_arttext](https://www.scielo.org.bo/scielo.php?pid=S0250-54602022000500001&script=sci_arttext)

El Aziz MMA, Ashour AS, Melad AlSG. A review on saponins from medicinal plants: chemistry, isolation, and determination. *Journal of Nanomedicine Research* 2019; 8(1): 6-12. DOI: 10.15406/jnmr.2019.08.00199

Estrella PE, Flores CM, Blancas FG, Koch SD, Alarcón AFJ. The *Tillandsia* genus: history, uses, chemistry, and biological activity. *Bol Latinoam Caribe Plant Med Aromat*. 2019; 18 (3):239-264.

Fiorato, L. O género *Tillandsia* L. (Bromeliaceae) no Estado da Bahia, Brasil. Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, São Paulo. 2009.

Kress J. The systematic distribution of vascular epiphytes. *Selbyana* 1986; 9: 2 - 22.

Kumar BJ, Kumar KP, Bakshi V, Boggula N. Triterpenoids: A review *International Journal of Research in Pharmacy and Pharmaceutical Sciences* 2018; 3(2):9196.

Martínez RJ. The story of Spanish moss and its relatives. 1997.

Miranda MM, Cuéllar AC. Manual de prácticas de laboratorio. *Farmacognosia y productos naturales*. Ciudad Habana: Editorial Félix Varela; 2000: 25-49, 74-79.

NRSP 309. Norma Ramal. Medicamentos de origen vegetal. Droga cruda. *Métodos de ensayo*. La Habana, MINSAP; 1992:16-29.

Nzongong RT, Tchantchou NFS, Endeguele ES, Mboutchom FJA, Ducret AM, Tene M, et al. Antimicrobial and antioxidant activities of triterpenoid and phenolic derivatives from two Cameroonian Melastomataceae plants: *Dissotis senegambiensis* and *Amphiblemma monticola*. *Complementary and Alternative Medicine* 2018; 18(159): 11 pages. <https://doi.org/10.1186/s12906-018-2229-2>

Oladunni BF, Omotayo TAA, Sabiu S, Ayokunlun AA, Palanisamy PC, Idowu KM, et al. Pharmacognosy: Importance and drawbacks. In: *Pharmacognosy - Medicinal Plants*. IntechOpen; 2019:1-18. DOI: <http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.82396>.

Rivera HJE, Vargas RAF, Torres CGB, Alcántara SG, Cházaro BMJ, López FAR, et al. Adiciones a

- la familia Bromeliaceae en Veracruz, México. *Acta Botánica Mexicana* 2020; 127: e1674. DOI: 10.21829/abm127.2020.1674.
- Silva V, Falco V, Dias MI, Barros L, Silva A, Capita R, et al. Evaluation of the phenolic profile of *Castanea sativa* Mill. by-products and their antioxidant and antimicrobial activity against multiresistant bacteria. *Antioxidants* 2020; 9 (87):114. Doi:10.3390/antiox9010087.
- USP 40. The United States Pharmacopeia, 2017.
- Waizel BJ, Waizel HS. Las plantas con principios amargos y su uso medicinal. ¿Un futuro dulce? *An Orl Mex.* 2019; 64(4):202-228.
- Xu L, Yin ZX, Ling WY, Zhang W. The study on biological and pharmacological activity of coumarins. *Asia Pacific Energy Equipment Engineering Research Conference*. Published by Atlantis Press; 2015:135-8.

