

Caracterización nutricional de los frutos de árbol *Senna spectabilis* en diferentes estados de madurez para la alimentación animal

Nutritional characterization of *Senna spectabilis* tree fruits at different stages of ripeness for animal feed

Jesús H. Duarte-Vargas¹, Román Castañeda-Serrano² y Jairo Mora-Delgado³

¹Q.E.P.D. profesor asociado, Departamento de Producción Pecuaria, Universidad del Tolima; ² Profesor asociado, Departamento de Producción Pecuaria, Universidad del Tolima, ³ Profesor titular Departamento de Producción Pecuaria, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia

rcastaneda@ut.edu.co

Resumen

El *Senna spectabilis* se encuentra nativamente en América Central y del Sur, así como en Asia, África, es de interés para los estudios químicos, farmacológicos y alimentación animal. Se llevó a cabo el estudio en Alvarado, Colombia, el objetivo fue caracterizar nutricionalmente los frutos en diferentes estados: verde, 50%, 100% de cambio de color y fruto caído. Se cuantificó la materia seca, proteína cruda (PC), extracto etéreo (EE), cenizas (C), fibra detergente neutra (FDN), ácida (FDA), perfil de aminoácidos, minerales, compuestos secundarios, fraccionamiento de proteína, carbohidratos, nutrientes digestibles totales (NDT) y cinética ruminal. Se presentaron diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,05$) en la materia seca de los frutos: $34,27^c \pm 4,04\%$, $62,96^b \pm 3,71\%$, $80,1^a \pm 4,57\%$, $72,24^a \pm 6\%$, en los estados verde, 50%, 100% de cambio de color y caído respectivamente; no se presentaron diferencias estadísticamente significativas ($P > 0,05$) en los análisis de PC, EE, FDN, FDA, Cenizas entre los estados en estudio; en la degradabilidad de la materia seca (MS) se presentaron diferencias estadísticamente significativas para los estados de madurez evaluados ($P < 0,05$) a las 0, 12, 24 y 72 horas de incubación, encontrando que el estado verde fue inferior a los otros estados en esas horas de incubación, a las 72 horas el estado de 50% fue mayor a los otros estados; la digestibilidad *in vitro* de la MS de los frutos presentó diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,05$) entre los estados evaluados: 50% de cambio de color con $50,34^a \%$ y 100% de cambio de color con $45,89^{ab} \%$, fruto caído con $44,81^b \%$ y verde con $39,13^c \%$; se encontró en los frutos una composición en PC de $9,88 \pm 0,51\%$, en EE $1,35 \pm 0,15\%$, en FDN $62,91 \pm 2,11\%$, en FDA $38,34 \pm 2,58\%$, en cenizas $5,36 \pm 0,38\%$, en minerales se encontró: Ca $0,54 \pm 0,4\%$ y P $0,15 \pm 0,02\%$, en los compuestos secundarios: fenoles $0,29 \pm 0,10\%$, taninos $0,05 \pm 0,03\%$, flavonoides $0,3 \pm 0,07\%$. En el fraccionamiento de proteína, la fracción A fue de $30,55 \pm 5,55\%$, la fracción B₁+B₂ de $33,92 \pm 7,31\%$, la fracción B₃ de $6,91 \pm 1,13\%$, fracción C de $28,63 \pm 4,30\%$. En el fraccionamiento de carbohidratos, los carbohidratos totales fueron $86,48 \pm 0,50\%$, la fracción A fue de $31,04 \pm 3,8\%$, la fracción A+B₁ de $31,04 \pm 3,8\%$, la fracción B₂ de $51,08 \pm 1,34\%$, la fracción C de $17,89 \pm 2,50\%$. El potencial de los frutos de *S. spectabilis* son de carácter energético al proporcionar una energía bruta 4.067,3 Kcal/Kg, 60,3 % de NDT, 2,7 Mcal ED/Kg MS. El momento óptimo de cosecha es entre el 50% y 100% de cambio de color porque presentan altos niveles de materia seca y mayores tenores de energía.

Palabras Clave: Cinética ruminal, Composición química, energía, valor nutritivo.

Abstract

Senna spectabilis is found natively in Central and South America, as well as in Asia, Africa, it is of interest for chemical, pharmacological and animal feeding studies. The study was carried out in Alvarado, Colombia. The aim was to characterize the pods nutritionally in different states: green, 50 %, 100 % of color change and fallen pod. The dry matter, crude protein (PC), ether extract (EE), ashes (C), neutral detergent fiber (NDF), acid (FDA), amino acid profile, minerals, secondary compounds, protein fractionation, carbohydrates, total digestible nutrients (TDN) and ruminal kinetics were quantified. There were statistically significant differences ($P < 0.05$) in the dry matter of pods: $34.27^c \pm 4.04\%$, $62.96^b \pm 3.71\%$, $80.1^a \pm 4.57\%$, $72.24^a \pm 6\%$, in the green stages, 50 %, 100 % of color change and fallen respectively; there were no statistically significant differences ($P > 0.05$) in the PC, EE, NDF, FDA, and Ashes analyzes between the stages under study. In the degradability of the dry matter (DM) there were statistically significant differences for the evaluated maturity stages ($P < 0.05$) at 0 h, 12 h, 24 h and 72 hours of incubation, finding that the green state was lower than the other states in those hours of incubation, at 72 hours the 50 % state was higher than the other states; the *in vitro* DM digestibility of the pods presented statistically significant differences ($P < 0.05$) between the evaluated states: 50 % of change of color with $50.34^a\%$ and 100% of change of color with $45.89^{ab}\%$, pod fallen with $44.81^b\%$ and green with $39.13^c\%$; a composition in the pods in CP of $9.88 \pm 0.51\%$ was found, in EE $1.35 \pm 0.15\%$, in FDN $62.91 \pm 2.11\%$, in FDA $38.34 \pm 2.58\%$, in Ashes $5.36 \pm 0.38\%$, in minerals it was found: Ca $0.54 \pm 0.4\%$ and P $0.15 \pm 0.02\%$, in secondary compounds: phenols $0.29 \pm 0.10\%$, tannins $0.05 \pm 0.03\%$, flavonoids $0.3 \pm 0.07\%$. In the fractionation of protein, fraction A was $30.55 \pm 5.55\%$, fraction B1 + B2 of $33.92 \pm 7.31\%$, fraction B3 of $6.91 \pm 1.13\%$, fraction C of $28.63 \pm 4.30\%$. In the fractionation of carbohydrates, the total carbohydrates were $86.48 \pm 0.50\%$, fraction A was $31.04 \pm 3.8\%$, fraction A + B1 was $31.04 \pm 3.8\%$, the fraction B2 of $51.08 \pm 1.34\%$, fraction C of $17.89 \pm 2.50\%$. The potential of the fruits of *S. spectabilis* are energetic in nature by providing gross energy 4,067.3 Kcal/kg, 60.3 % NTD, 2.7 Mcal ED/kg MS. The optimum harvest time is between 50 % and 100 % of color change because they have high levels of dry matter and higher energy levels.

Keywords: ruminal kinetics, chemical composition, energy, nutritional value

Introducción

En los trópicos, los pastos son el soporte de la alimentación de los rumiantes, sin embargo, generalmente contienen una alta proporción de pared celular, lignina y bajo contenido de nitrógeno, esto justifica la suplementación con otras especies vegetales, como las leguminosas arbóreas, como una práctica para mejorar la energía fermentable y la entrada de nitrógeno degradable y de sobrepaso (Mota et al., 2005; Mbugua et al., 2008).

En la actualidad es necesario mejorar los modelos de producción animal basados en la vegetación nativa con una menor dependencia de insumos externos, donde los árboles juegan un papel importante (Olivares et al., 2013). Los

frutos de árboles forrajeros representan una alternativa de disponibilidad de azúcares, carbohidratos, minerales y proteínas para el ganado, como estrategia para disminuir la dependencia de concentrados comerciales dentro de los sistemas de producción de rumiantes en el trópico (Palma & Román, 2003; De Andrade et al., 2004).

Las leguminosas pueden desempeñar un papel importante en la producción pecuaria ya que tienen el potencial de contribuir a la producción de alimentos debido a su adaptación a condiciones ambientales adversas y una gran resistencia a enfermedades y plagas (Sridhar & Seena, 2006). Sin embargo, un gran número de las leguminosas silvestres no han sido investigadas bioquímica y nutricionalmente.

En los últimos años, se han llevado a cabo investigaciones sobre el uso de forrajes tropicales, como árboles y arbustos, que, además de su potencial para la alimentación de rumiantes, contienen una amplia variedad de metabolitos secundarios (Patra et al., 2017; Albores- Moreno et al., 2017).

En Colombia es común observar especies nativas de árboles que permanecen con follaje y frutos durante la sequía que pueden utilizarse para la alimentación animal en este período, entre ellos está el *Senna spectabilis*, una de las especies más importantes dentro de la familia Fabaceae, nativamente de América Central y América del Sur y distribuida en partes de Asia y África. Debido a la extensa distribución geográfica, este árbol de crecimiento rápido es de especial interés para los estudios químicos y farmacológicos (Selegato et al., 2017).

Según Almeida et al. (2011), el contenido de proteínas, minerales y grasas de *S. spectabilis* es alto en comparación con otras especies de forraje que son nativas de la Caatinga brasileña.

En Colombia el fruto ha sido incorporado por ganaderos en la suplementación de bovinos, a través del suministro de frutos en la alimentación de los mismos en la temporada de sequía, esto ha motivado a la academia a consultar y evaluar la introducción de este fruto en la alimentación de los ovinos (Díaz, Duarte & Castañeda, 2014; Bonilla-Trujillo, Pardo-Guzmán, & Castañeda-Serrano, 2018).

S. spectabilis crece extremadamente rápido (Garrity & Mercado, 1994) y florece en suelos ácidos e infértiles (Maclean et al., 1992). Debido a la potencialidad de estos frutos para la ganadería tropical, se requiere conocer su valor nutritivo por parte de los rumiantes, para poder establecer las principales ventajas y limitaciones en el uso, por ello el propósito de esta investigación tuvo como objetivo caracterizar nutricionalmente los frutos del árbol *S. spectabilis* en diferentes estados de maduración.

Materiales y métodos

El presente estudio se llevó a cabo con muestras de frutos del árbol *S. spectabilis* ubicado en el predio La Comarca, en Alvarado, Tolima, Colombia, localizado entre las coordenadas 04° 40'42.5" N 74° 58' 14.6" O en las siguientes condiciones: 460 m de altitud, temperatura promedio 27,7°C, precipitación media 1.590 mm, humedad relativa 65% correspondiente a un clima de bosque seco tropical según (Fernández-Méndez, Melo, Alvarez, Perez, & Lozano, 2013).

Se evaluaron cuatro estados de desarrollo de los frutos enteros: fruto verde, con 50%, 100% de cambio de color verde a marrón negruzco y fruto caído. Para ello se tomaron las muestras respectivas de los árboles o del suelo, se sometieron a secado en horno a 60 °C por 72 horas y posteriormente fueron molidas en el molino Willey con una criba de 1 mm, y el contenido dentro del molino fue incorporado a la muestra a evaluar, por la alta proporción de pericarpio del fruto, y no sobreestimar los resultados, en estas condiciones se sometieron a las diferentes determinaciones químicas.

• *Análisis proximal*

Durante cuatro momentos fueron recolectadas las muestras, pesadas, identificadas y analizadas en el laboratorio de Nutrición Animal de la Universidad del Tolima en el cual se determinó la materia seca, proteína cruda, extracto etéreo y cenizas, según los métodos establecidos por la AOAC (2000); la fibra detergente neutra y la fibra detergente ácida por medio del protocolo propuesto por Van Soest et al. (1991).

• *Perfil de Aminoácidos*

Para determinar el perfil de aminoácidos se evaluó una muestra de cada estado de madurez de los frutos y se evaluó el contenido.

Se realizó la determinación de aminoácidos de los cuatro estados de madurez del fruto del

vainillo *Senna spectabilis* por el método de hidrólisis ácida, técnica HPLC de acuerdo con (Ovalles, 2015). Se tomó una muestra de cada estado de madurez de los frutos y se evaluó por duplicado los resultados.

- *Minerales*

Para la determinación de minerales se evaluó una muestra de cada estado de madurez y se evaluó por duplicado.

Los minerales *P* por colorimetría, *Ca*, *Mg*, *K*, *Na*, *Fe*, *Zn*, *Mn*, *Cu* por absorción atómica. Se tomó una muestra por estado de madurez de los frutos y se evaluó por duplicado los resultados.

- *Compuestos secundarios*

Para el análisis de compuestos secundarios se evaluó una muestra de cada estado de madurez y se evaluó por duplicado.

- a. Pruebas de marcha fitoquímica

A los frutos de *S. spectabilis* se le aplicaron las siguientes pruebas: Prueba para identificación de fenoles y taninos: pruebas de FeCl_3 y gelatina sal. Prueba para la identificación de flavonoides: prueba de Shinoda. Prueba para identificación de alcaloides: pruebas con los reactivos de Mayer y Dragendorff (Agrawal et al., 2012). Se tomaron como referencia los protocolos de las guías de laboratorio de Farmacognosia 1 de la Universidad de Antioquia (Mora et al., 2013). A los extractos crudos se aplicaron las pruebas para identificación de fenoles y taninos: pruebas de FeCl_3 y gelatina sal (Beltrán et al., 2013), identificación de flavonoides: prueba de Shinoda (Pedroso et al., 2012 & Vásquez, et al., 2015), identificación de alcaloides: pruebas con los reactivos de Mayer y Dragendorff (Agrawal et al., 2012; Mondal et al., 2014), identificación de esteroides y terpenoides: prueba de Lieberman Burchard, identificación de saponinas: prueba de la espuma (Vásquez, 2015) y prueba para la identificación de antraquinonas: prueba de Borntränger (Freitas et al., 2018). Se tomaron como referencia los protocolos de las guías de

laboratorio de Farmacognosia I de la Universidad de Antioquia (Mora et al., 2013).

- b. Contenido total de fenoles

Se aplicó la metodología descrita por Morales et al. (2014), 1 mL de extracto hidrometanólico (10 mg / mL) se mezcló con 1 mL de reactivo de Folin-Ciocalteu, previamente diluido con agua 1:10 v/v. Después de 5 min, se añadió 10 mL de Na_2CO_3 (7%), la mezcla se agitó bien con 13 mL de agua destilada y se incubó a 23 °C en la oscuridad; después de 90 minutos, se registró la absorbancia a 750 nm. Se utilizó una solución estándar de dilución en serie de ácido gálico (25–300 $\mu\text{g}/\text{mL}$ en 10% de MeOH) para preparar una curva de calibración. Estos datos permitieron generar la regresión lineal; se obtuvo la ecuación de la línea recta y se usó para el cálculo de la concentración experimental de muestras. La estimación de los compuestos fenólicos se registró y expresó como mg de equivalentes de ácido gálico (GAE) por g de extracto seco (Shah et al., 2013); los datos para cada extracto se registraron por triplicado y se expresaron como valor medio.

- c. Contenido total de flavonoides

El contenido total de flavonoides se estimó mediante un procedimiento colorimétrico utilizando AlCl_3 y NaOH (Tai et al., 2010); se mezclaron alícuotas de 250 μL de cada extracto (10 mg/mL, disuelto en el disolvente respectivo) con 1,25 mL de agua destilada en un tubo de ensayo, seguido de la adición de 75 μL de una solución de NaNO_2 al 15% p/v. Después de 6 minutos, se agregaron 150 μL de solución de AlCl_3 al 10% p/v, y la mezcla se dejó reposar durante 5 minutos más antes de agregar 0,5 mL de NaOH 1M. La mezcla se completó hasta 2,5 mL con agua destilada y luego se mezcló. La absorbancia se midió a 510 nm. Se utilizó una solución estándar de quercetina (2,5–250 $\mu\text{g}/\text{mL}$ en MeOH) para preparar una curva de calibración. Estos datos permitieron generar la regresión lineal, se obtuvo la ecuación de la recta y se utilizó para el cálculo de la concentración experimental de muestras. Los resultados de las

muestras se expresaron en mg equivalente de quercetina por g del extracto seco.

d. Cuantificación de taninos totales

Ricco et al. (2015) describe el método llevado a cabo en el Laboratorio Laserex, el método se basa en la propiedad de los taninos de precipitar las proteínas; el ensayo consta de tres etapas, en la primera se realiza la determinación de los fenoles totales por el procedimiento de Folin-Ciocalteu: Una alícuota (50 - 100 µL) del extracto es transferida a un tubo de ensayo y el volumen se lleva a 500 µL con agua desionizada. Se adicionan a continuación 250 µL de reactivo de Folin-Ciocalteu y 1,25 mL de solución acuosa de carbonato de sodio al 20 %, luego de 40 minutos se mide la absorbancia a 725 nm. El contenido de fenoles totales se expresa como equivalentes de ácido tánico (ATE, mg ácido tánico/g material seco) o equivalentes de ácido gálico (GAE, mg ácido gálico/g material seco). Para confeccionar la curva de calibración se utiliza una solución madre de ácido tánico o ácido gálico (0,1 mg / mL). Las concentraciones finales que se usan para el ácido tánico van de 1 µg / mL hasta 5 µg / mL. En el caso del ácido gálico el rango queda comprendido entre 1 µg / mL hasta 10 µg / mL (Makkar et al., 1993).

En la segunda etapa se remueven los taninos mediante su precipitación con una solución de seroalbúmina bovina (BSA) (buffer acetato 0,2 M, pH 5,0; cloruro de sodio 0,17 M y 1,0 mg/mL de la fracción V de BSA); para lograrlo, a 1 mL del extracto se le adiciona 1 mL de solución de BSA, luego de 15 min a temperatura ambiente, se centrifuga a 5.000 rpm, finalmente el tercer paso es determinar sobre una alícuota del sobrenadante (50 - 100 µL) la concentración de fenoles por el procedimiento de Folin-Ciocalteu, al valor obtenido de fenoles totales se le resta el valor de fenoles obtenidos posteriormente a la precipitación con BSA, de esta manera se obtiene el valor de fenoles que se comportan como taninos (taninos totales); el contenido de taninos totales se expresa como equivalentes de ácido tánico (ATE, mg ácido tánico/g material

seco) o equivalentes de ácido gálico (GAE, mg ácido gálico/g material seco), se emplea la misma curva que se utiliza en la determinación de fenoles totales.

Los compuestos secundarios fueron analizados en el Laboratorio Laserex de la Universidad del Tolima donde se cuantificaron los fenoles totales (FT), usando el método de Folin Ciocalteu (Singleton et al., 1999), se evaluó el contenido de taninos, flavonoides y terpenos, se usaron como guía las técnicas descritas por Terrill et al. (1992) y modificadas por López et al. (2016).

• *Fraccionamiento de proteína*

Para la determinación del fraccionamiento de proteína, se evaluaron dos muestras de cada estado de madurez y se analizaron por duplicado.

Las mismas muestras fueron utilizadas para el análisis de fraccionamiento de proteína, el cual fue realizado en el laboratorio Análises de Alimentos e Nutrição Animal – LANA de la Universidade Estadual de Maringá, en el laboratorio de Nutrición de Animal y Laserex de la Universidad del Tolima.

La fracción A: (Nitrógeno no proteico-NNP), para este análisis requirió la precipitación de la proteína a partir del ácido tricloroacético (ATC) al 10% durante 30 minutos, pasado este tiempo se realizó la filtración y determinación del Nitrógeno del precipitado por Kjeldahl, y se calculó el contenido de NNP por diferencia entre el valor de proteína encontrado y el valor de proteína total de la muestra (Licitra et al., 1996).

La fracción B₃ (% PB) fue calculada por la diferencia entre la proteína insoluble en detergente neutro (PIDN) y la proteína insoluble en detergente ácido (PIDA). La fracción B₁+B₂ se obtiene por la diferencia entre 100 – (Fracción A+ Fracción C + Fracción B₃).

La fracción C: (Nitrógeno ligado a FDA, NIDA, nitrógeno insoluble en detergente ácido). Se

realiza la determinación de la fibra detergente ácido, se seca y se pesa, a dicho residuo se le realiza la determinación de nitrógeno (Licitra et al., 1996).

- *Fraccionamiento de carbohidratos*

Para la determinación del fraccionamiento de carbohidratos, se evaluaron dos muestras de cada estado de madurez y se analizaron por duplicado.

Las determinaciones de fraccionamiento de carbohidratos y determinación de nutrientes digestibles totales se realizaron en el Laboratorio de Análisis de Alimentos e Nutrição Animal – LANA de la Universidade Estadual de Maringá. Los carbohidratos totales (CHT) fueron determinados por la expresión:

$$\text{CHT}(\%MS) = 100 - \%PB + \%EE + \%MM \quad (\text{Ec. 1})$$

Sniffen et al. (1992)

Donde $\text{CHT}_{(\%MS)}$ = Carbohidratos totales como porcentaje de la materia seca, $\%PB$ = porcentaje de proteína cruda, $\%EE$ = porcentaje de extracto etéreo, $\%MM$ = porcentaje de materia mineral.

La fracción C fue obtenida por la ecuación:

$$C = 100 * \text{FDN}_{\%MS} * 0,01 * (\text{Lignina}_{\%MS} * 2,4) / \text{CHT}(\%MS) \quad (\text{Ec. 2})$$

Donde: C = fracción C, $\text{FDN}_{(\%MS)}$ = fibra en detergente neutra, CHT = carbohidratos totales.

La fracción B2 (fibra disponible) fue obtenida por la ecuación (Ec. 3):

$$B_2 = 100 * \text{FDN}_{(\%MS)} - \text{PIDN}_{\%PB} * 0,01 \text{PB}_{\%MS} - (\text{FDN}_{\%MS} * 0,01 * \text{lignina}_{\%FDN} * 0,01 + 2,4) \text{CHT}(\%MS)$$

Donde: B_2 = fracción B2, $\text{PIDN}_{(\%PB)}$ = proteína insoluble en detergente neutro como porcentaje de la proteína cruda, P_B = proteína cruda como porcentaje de la materia seca, $\text{FDN}_{(\%MS)}$ = fibra en detergente neutro como porcentaje de la materia seca, $\text{lignina}_{(\%MS)}$ = lignina como

porcentaje de la materia seca, $\text{CHT}_{(\%MS)}$ = carbohidratos totales como porcentaje de la materia seca.

Las fracciones con elevadas tasas de degradación ruminal, carbohidratos no fibrosos ($A+B_1$) fueron determinadas por la ecuación:

$$100 - (C+B_2) \quad (\text{Ec. 3}).$$

Donde: A = Fracción A, B1 = fracción B1, B2 = fracción B2, C = fracción C.

- *Nutrientes digestibles totales*

Se determinaron los nutrientes digestibles totales (NDT), de acuerdo con la siguiente ecuación (NRC, 2001):

$$\text{NDT} = \text{CNFd} + \text{PBd} + \text{EEd} * 2,25 + \text{FDNnd} - 7 \quad (\text{Ec. 4})$$

Donde: 7 corresponde al NDT fecal metabólico, o sea, la corrección utilizada, una vez que las fracciones digestibles de los alimentos consideradas para el cálculo de NDT se refieren a la digestibilidad verdadera y no aparente, NDT = nutrientes digestibles totales, CNFd = carbohidratos no fibrosos digestibles, PBd = proteína cruda digestible, EEd = extracto etéreo digestible, FDNnd = fibra en detergente neutro corregida para nitrógeno digestible.

Para el cálculo CNFd se utilizó la siguiente ecuación:

$$\text{CNFd} = 0,98 * 100 - \%PB + \%EE + (\%FDN - \%PIDN_{MS}) + \text{MM} * \text{PAF} \quad (\text{Ec. 5})$$

Donde: CNFd = carbohidratos no fibrosos digestibles, $\%PB$ = porcentaje de proteína cruda, $\%EE$ = porcentaje de extracto etéreo, $\%FDN$ = porcentaje de fibra en detergente neutro, $\%PIDN_{MS}$ = porcentaje de proteína insoluble en detergente neutro como porcentaje de la materia seca, MM = materia mineral, PAF = es un factor de ajuste igual a 1 para todos los alimentos

conforme NRC (2001). Para el cálculo de *PBd* y *EEd* se usaron las siguientes ecuaciones:

$$PBd = PB - 1,2 * PIDAPB \text{ (Ec. 6)}$$

EEd = *EE* – 1; siendo para alimentos con tenores de *EE* <1, *EEd* = 0.

Donde: *PBd* = proteína cruda digestible, *PB* = proteína cruda, *PIDA* = proteína insoluble en detergente ácido.

Para el cálculo de *FDNd* se utilizó la siguiente expresión:

$FDNd = 0,75 * FDNn - Lig * 1 - LigFDNn0,667$ (Ec. 7)
Donde: *FDNd* = fibra en detergente neutra digestible, *FDNn* = fibra en detergente neutro libre de nitrógeno, $FDNn = FDN - PIDN$, *PIDN* = Proteína insoluble en detergente neutro.

- *Cinética ruminal y digestibilidad in vitro*

Para la determinación de la cinética ruminal y digestibilidad *in vitro*, se evaluó una muestra de cada estado de madurez y se analizaron seis repeticiones.

La determinación de la digestibilidad *in vitro* de la materia seca (*DIVMS*) en las dietas experimentales, se realizó a partir de la técnica descrita por Tilley & Terry (1963) adaptada al rumen artificial DAISY II®-ANKOM®. Para obtener el líquido ruminal se utilizó un novillo raza gyrolando, provisto de una cánula ruminal, el cual era mantenido en una pastura de *Cynodon* spp. Se pesó 0,5 g de muestra de cada dieta previamente molida a 1 mm, éstas fueron depositadas en bolsas filtro F57 ANKOM®, las cuales se distribuyeron en 4 jarras de vidrio a las cuales les agregó las soluciones tampones A, B y el inóculo ruminal e introducidas en la incubadora DAISY II® durante 48 h, garantizando una temperatura de 39 °C. Al término de este periodo se les agregó 40 mL de HCl al 6 N y 8 g de pepsina (EC 3.4.23.1 Sigma®) dejando las muestras por 24 horas más en la incubadora. Luego de este tiempo las bolsas fueron secadas

a 105 °C durante 8 h. La (*DIVMS*) fue calculada por la diferencia entre el alimento incubado y el residuo después de la incubación. La cinética de degradación se determinó de forma paralela a la *DIVMS* usando DAISY II®, teniendo como tiempos de incubación para cada una de las dietas las horas 0, 3, 6, 12, 24, 36, 48 y 72.

Los parámetros de la degradación ruminal de la materia seca (*MS*) *in vitro* se calcularon utilizando la ecuación descrita por Orskov & McDonald (1979): $p = a + b(1 - e^{-ct})$ (Ec. 8) $p = a + b(1 - e^{-ct})$; donde: *p* = velocidad de degradación en el tiempo *t*; *a* = fracción soluble en agua; *b* = fracción de agua insoluble, potencialmente degradable; *c* = velocidad de degradación de la fracción *b*; *t* = tiempo de incubación. La degradabilidad efectiva (*DE*) de la *MS* se calculó usando la siguiente ecuación: $DE = a + (b \times c / c + k)$ (Ec. 9); donde *k* es la velocidad del paso de partículas en el rumen. La degradabilidad efectiva de la *MS in vitro*, se estimó para cada dieta, teniendo en cuenta las tasas de pasaje de 2, 5 y 8 %/h, valores que se pueden atribuir a niveles de consumo bajo, medio y alto, respectivamente. La degradabilidad potencial se calculó usando la siguiente ecuación: $DP = a + b$ (Ec. 10). La degradabilidad al tiempo 0 (fracción soluble) fue medida, en bolsas colocadas en agua a 30 °C por 30 minutos, después las bolsas fueron enjuagadas con agua, luego fueron secadas y pesadas de manera de poder determinar la solubilidad.

- *Análisis estadístico*

Se realizaron las determinaciones de los cuatro estados de maduración del fruto, en cuatro periodos de tiempo, para evaluar la composición química. Los resultados obtenidos fueron interpretados por ANOVA utilizando el programa estadístico SPSS, como medidas repetidas en el tiempo con el análisis de esfericidad.

Para el análisis de cinética ruminal de las fracciones A, B, A+B, C, degradabilidad efectiva, se utilizó el programa de modelaje de la

Universidade Estadual de São Paulo (García & Venturoli, 2017). Se tomó un pool de muestras compuesta y se realizó un análisis de las horas de degradación 0, 3, 6, 12, 24, 48 y 72 horas de los cuatro tratamientos, los resultados obtenidos fueron interpretados por ANOVA utilizando el programa SPSS, como medidas repetidas en el tiempo con el análisis de esfericidad, de igual forma se evaluó la digestibilidad *in vitro* de la materia seca a las 72 horas con el análisis de medidas repetidas. Con el propósito de conocer la tendencia de los resultados en los estados de madurez: verde, 50%, 100% de cambio de color y caído, se realizó el análisis de regresión lineal (L) y cuadrático (Q), en relación con la regresión lineal el modelo matemático general está representado por la ecuación $y = a + bx$, donde: a y b son constantes, a = es el punto de corte de la recta con el eje de la ordenada, x = variable predictora o independiente, y = es la variable dependiente o variable de respuesta, con relación a la regresión cuadrática está representado por la ecuación $y = ax^2 + bx + c$, donde: a, b y c son constante, $a \neq 0$, x = variable independiente o predictora, y = variable dependiente o variable de respuesta.

Los análisis de minerales, compuestos secundarios, fraccionamiento de proteína,

fraccionamiento de carbohidratos y nutrientes digestibles totales se usó estadística descriptiva.

Resultados y discusión

• *Análisis proximal*

En la materia seca se observan diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,05$) entre los tratamientos siendo mayores en los estados 100% de cambio de color respecto al 50% de cambio de color y los anteriores respecto a fruto verde (Figura 1). El contenido de materia seca en los frutos verdes respecto al 50%, 100% cambio de color y fruto caído tienen unos valores promedios $34,27^c \pm 4,04\%$ (Coeficiente de variación (CV) de 11,79%); $62,19^b \pm 3,71\%$ (CV 5,97%), $80,10^a \pm 4,57\%$ (CV 5,71%) y $72,24^{ab} \pm 6\%$ (CV 8,31%), reflejan un descenso de la humedad de 42,47%, 69,7% y 57,7% respectivamente, en relación con el estado verde. Este hallazgo es similar al encontrado por Harden y Zolfaghari (1988) en vainas de *Prosopis glandulosa*, donde el contenido de materia seca de las vainas verdes y maduras varían desde un promedio de 22,3% a 91,1%, reflejando un descenso del contenido de humedad de 88,5%.

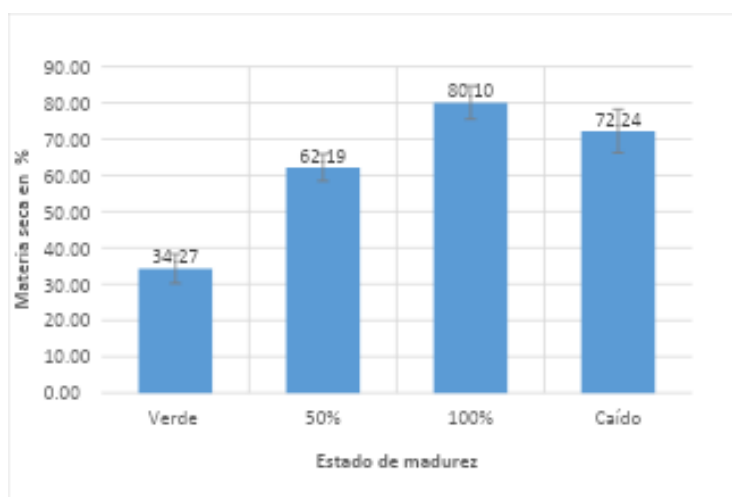


Figura 1. Materia seca de frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% de cambio de color, caído

Los contenidos de composición química bromatológica entre los diferentes estados de maduración en los frutos del *S. spectabilis* no presentaron diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,05$), este hecho difiere al encontrado por Harden y Zolfaghari (1988) en vainas de *Prosopis glandulosa*, donde el estado verde reporta 28,4 % PC; 2,02 % EE; 16,9 % FDA y 6,2 % cenizas, mientras en el estado maduro reportan 12,7 % PC; 3,09 % EE; 30 % FDA y 4,32 % ceniza. El contenido de PC de los frutos de *S. spectabilis* en los estados verde, 50 %, 100 % de cambio de color y caído fue de $10,04 \pm 0,86$ % (CV 8,53 %), $10,07 \pm 0,99$ % (CV 9,87 %), $10,28 \pm 1,17$ % (CV 11,40 %) y $9,14 \pm 1,12$ % (CV 12,31 %) respectivamente (Figura 2), el contenido es

medio y su uso se justifica como suplemento en pasturas de regular a mala calidad durante la época seca. El contenido es superior al reportado en frutos de árboles de la familia fabaceae: *Senna atomaria* 6,59 % (Cecconello et al., 2003), *Prosopis juliflora* 8,89 % (Figueiredo et al., 2007) y *P. juliflora* 8,84% Gonzales et al. (2008) en Brasil. Mientras que es más bajo respecto a frutos de *S. spectabilis* en Bolivia 11,6 % (Marquardt et al., 2010), en relación con otras especies de la familia fabácea se reportan en frutos de *Enterolobium cyclocarpum* 16,72 % (Piñero-Vásquez et al., 2013), *Samanea saman* 14,95 % (Valencia et al., 2018), Sawe et al. (1998) reportan en Kenya para *Acacia tortilis* 20,5 %, *Acacia nilotica* 13,5 % PC.

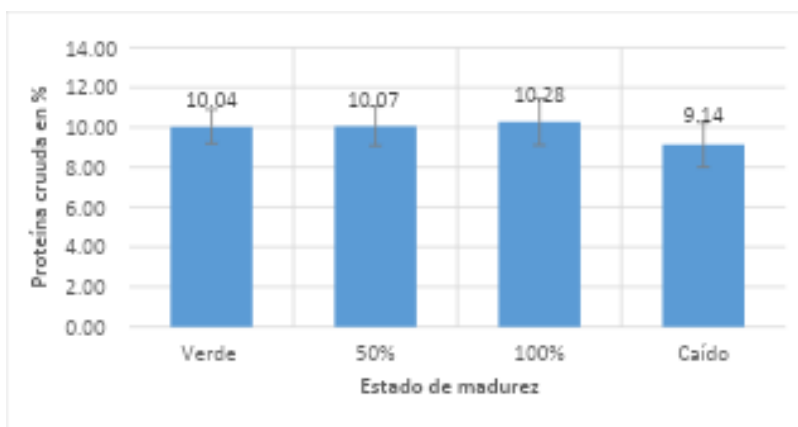


Figura 2. Proteína cruda en frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% y caído

El contenido de EE de los frutos de *Senna spectabilis* fue en promedio de $1,35 \pm 0,15$ % (Figura 3), superior al reportado por Marquardt et al., 2010) de 1,2 % en esta misma especie, en frutos de *P. juliflora* 0,7% y 0,79% reportados por Figueiredo et al., (2007) y (Gonzales et al., 2008) respectivamente, mientras que Sawe et al. (1998) reporta en *A. tortilis* 1,0 % y en *Acacia brevispica* 0,8 %. Los valores encontrados en este

trabajo de investigación son más bajos a lo reportado por Cecconello et al. (2003) en *S. atomaria* 1,52 %, en *E. cyclocarpum* 1,59 % (Piñero-Vásquez et al. 2013), en *S. saman* 1,57 % (Valencia et al., 2018), en *A. nilotica* 1,7 % (Sawe et al., 1998). El porcentaje encontrado de EE en este experimento es una fuente importante de energía de los frutos del *S. spectabilis*.

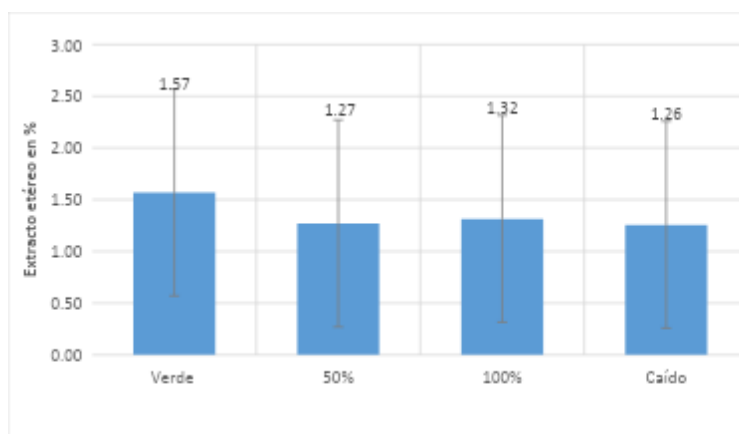


Figura 3. Extracto etéreo en frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% de cambio de color y caído

El contenido de FDN de los frutos de *Senna spectabilis* fue en promedio de $62,91 \pm 2,11\%$, (Figura 4) considerado alto, constituyéndose en una fuente de carbohidratos en la dieta de rumiantes. El contenido es similar al reportado en *S. atomaria* 62,74 % (Cecconello et al., 2003), mientras es más alto al de *S. spectabilis* 47,2 % reportado por Marquardt et al., (2010), sin embargo, este autor no indica el grado de

madurez del fruto evaluado. En *E. cyclocarpum* reportan 35,36 % (Piñero-Vásquez et al. 2013), *P. juliflora* 28,34 % (Figueiredo et al., 2007), Mahgoub et al. (2005) en Oman, *S. saman* 40,2 %, 30,4% (Valencia et al., 2018). Sawe et al. (1998) en Kenya para *A. tortilis* 38,2 %, *A. nilotica* 22,7%, *A. brevispica* 51,1 %.

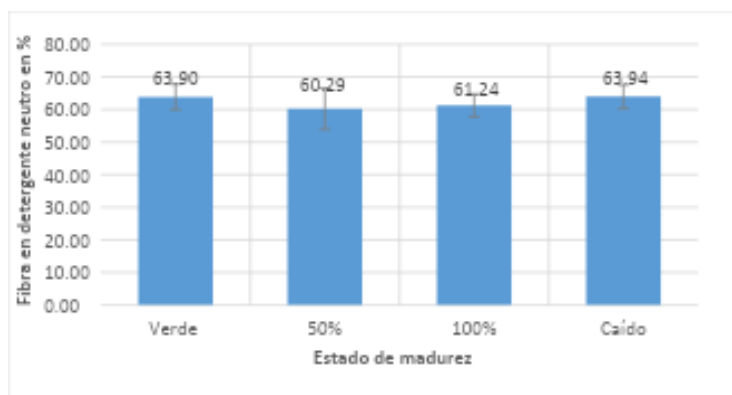


Figura 4. Fibra en detergente neutro en frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% y caído

El contenido de FDA de los frutos de *S. spectabilis* fue en promedio de $38,34 \pm 2,58\%$ (Figura 5), considerado alto, sin embargo es menor a lo reportado en frutos de *S. spectabilis* 47,2 % por Marquardt et al. (2010) en Bolivia, en *S. atomaria* 41,61 % (Cecconello et al. 2003), *A. brevispica* 41,1 % (Sawe et al., 1998), mientras que es más

alto al de *E. cyclocarpum* 23,17 % (Piñero-Vásquez et al. 2013), en *P. juliflora* 17,54 % (Figueiredo et al., 2007), en *P. juliflora* de 31,7 % (Mahgoub et al., 2005), en *S. saman* 23,1% (Valencia et al., 2018), en *A. tortilis* 32 % (Shayo & Udén., 1999), en *A. tortilis* 38,2 % (Sawe et al., 1998).

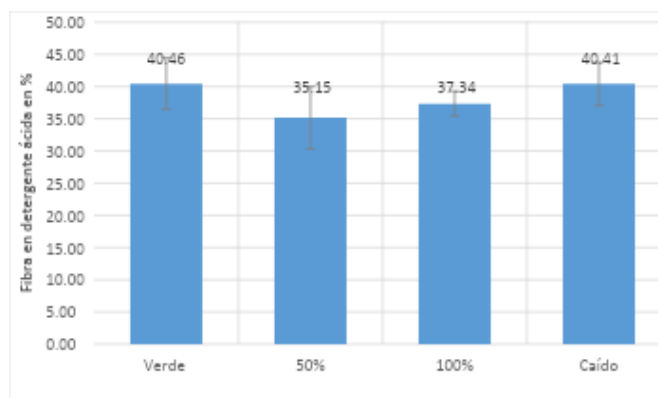


Figura 5. Fibra en detergente ácida en frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% de cambio de color y caído

El contenido de cenizas de los frutos del *S. spectabilis* fue en promedio de $5,36 \pm 0,38$ % (Figura 6), el cual podría sugerir un alto depósito de elementos minerales; fue más alto al reportado para *E. cyclocarpum* 4,3 % (Piñero-Vásquez et al. 2013), *P. juliflora* 3,47 %

(Figueiredo et al., 2007), en *P. juliflora* 4 % (Mahgoub et al., 2005), en *P. juliflora* 3,92 % (Gonzales et al., 2008), mientras que es más bajo respecto a *S. atomaria* 6.63 % (Cecconello et al. 2003), en *A. tortilis* 6,8 % (Shayo & Udén, 1999), en *A. tortilis* 5,5 % (Sawe et al., 1998).

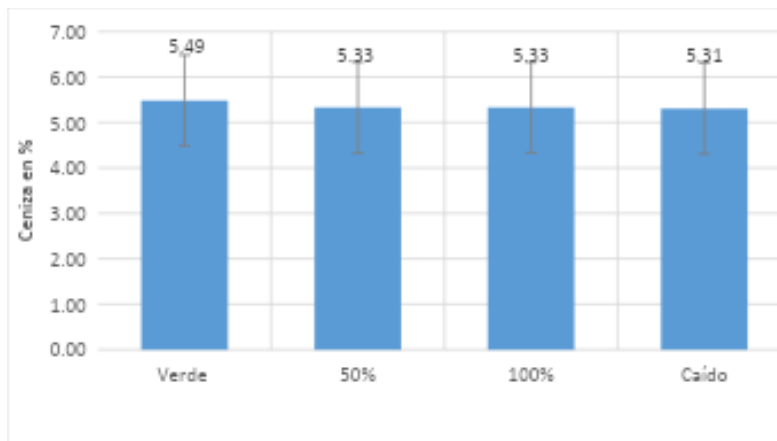


Figura 6. Ceniza en frutos de *Senna spectabilis* en los estados verde, 50%, 100% de cambio de color y caído

- *Perfil de aminoácidos*

El perfil de aminoácidos de los frutos de *S. spectabilis* es presentado en la tabla 1. En este estudio 21 aminoácidos fueron detectados como componentes de proteína. Los aminoácidos más predominantes fueron serina ($0,70 \pm 0,08$ %),

prolina ($0,43 \pm 0,14$ %), ácido glutámico ($0,34 \pm 0,02$ %), leucina ($0,29 \pm 0,01$ %) y arginina ($0,26 \pm 0,005$ %). En segundo nivel alanina ($0,19 \pm 0,01$ %), lisina ($0,18 \pm 0,01$ %), valina ($0,15 \pm 0,002$ %), glicina ($0,14 \pm 0,003$ %), fenilalanina ($0,13 \pm 0,01$ %), ácido aspártico ($0,12 \pm 0,005$ %), isoleucina

(0,12 ± 0,005 %). En tercer nivel tirosina (0,09 ± 0,002 %), histidina (0,07 ± 0,001 %) y treonina (0,07 ± 0,01 %). El aminoácido metionina + triptófano no fue detectado, posiblemente por la completa destrucción durante la hidrólisis ácida

del triptófano según (Wathelet, 1999). En términos generales se observa que la composición de aminoácidos es similar en los diferentes estados de los frutos evaluados.

Tabla 1. Aminograma de los frutos del *Senna spectabilis* en diferentes estados de madurez

Aminoácido/ Estado de madurez	Verde	50% de cambio de color	100% de cambio de color	Caído
Lisina % (P/P)	0,189	0,193	0,169	0,185
Serina % (P/P)	0,602	0,725	0,794	0,665
Aspártico % (P/P)	0,110	0,120	0,119	0,118
Ac Glutámico % (P/P)	0,330	0,338	0,326	0,370
Glicina % (P/P)	0,144	0,142	0,139	0,146

Aminoácido/ Estado de madurez	Verde	50% de cambio de color	100% de cambio de color	Caído
Histidina % (P/P)	0,069	0,067	0,066	0,066
Treonina % (P/P)	0,087	0,068	0,071	0,069
Arginina % (P/P)	0,260	0,268	0,257	0,263
Alanina % (P/P)	0,202	0,197	0,184	0,187
Prolina % (P/P)	0,229	0,515	0,514	0,445
Tirosina % (P/P)	0,086	0,087	0,090	0,086
Valina % (P/P)	0,153	0,149	0,153	0,153
Isoleucina % (P/P)	0,124	0,113	0,117	0,118
Leucina % (P/P)	0,300	0,296	0,288	0,288
Fenilalanina % (P/P)	0,134	0,127	0,121	0,125
Metionina + Triptófano	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.

Bolante et al. (2014) describen el perfil de aminoácidos en semillas del árbol *Brachystegia eurycoma* Harms, de Nigeria, familia fabaceae. Donde reportan: Serina (0,91 %), prolina (1,83 %), ácido glutámico (4,6 %), leucina (5,16 %), arginina (5,09 %), alanina (2,43 %), lisina (2,24 %), valina (2,83 %), glicina (1,44 %), fenilalanina (2,66 %), aspártico (3,94 %), isoleucina (2,32 %), tirosina (2,05 %), histidina (1,73 %), treonina (1,66 %). Es importante indicar que en los frutos del *S. spectabilis* se está evaluando las vainas y en este caso las semillas.

• Composición mineral

La composición mineral de los frutos de *S. spectabilis* es presentado en la tabla 2. En este estudio se evaluaron 11 minerales. El contenido de macrominerales fue de mayor a menor: *K* 0,56 ± 0,11 %, *Ca* 0,54 ± 0,04 %, *P* 0,15 ± 0,02 %, *Mg* 0,05 ± 0,02 %, *S* 0,03 ± 0,01 %. En microminerales fueron de mayor a menor *Na* 178,1 ± 9,95 mg/kg, *Fe* 12,33 ± 5,45 mg/kg, *Zn* 6,15 ± 1,98 mg/kg, *Mn* 2,98 ± 1,23 mg/kg, *Cu* 2,70 ± 1,40 mg/kg. Los resultados de los macro y microelementos muestran que los frutos en los diferentes estados podrían proporcionar contenidos minerales similares.

Tabla 2. Composición mineral de los frutos de *S. spectabilis* con diferentes estados de madurez.

Mineral/Estado de madurez	Verde	50% de cambio de color	100% de cambio de color	Caído
K%	0,66	0,42	0,63	0,54
P %	0,16	0,14	0,16	0,12
S %	0,04	0,02	0,03	0,03
Ca%	0,57	0,49	0,57	0,52
Mg%	0,05	0,06	0,05	0,02
Cu mg/Kg	1,6	1,5	3,3	4,4
Na mg/Kg	192,4	169,7	176,7	173,6
Zn mg/Kg	4,6	4,3	7,6	8,1
Fe mg/Kg	13,1	13,9	4,7	17,6
Mn mg/Kg	3,9	2,8	1,3	3,9

En macrominerales los frutos del *S. spectabilis* son más bajos respecto a frutos de *S. atomaria* (Cecconello et al. 2003) en Urdaneta, Venezuela *Ca* 1,26 %, *Mg* 0,14%, *S* 0,13 %, son más bajos respecto al reporte de (Sawe et al., 1998) en Kenya en vainas de *A. tortilis*: *K* 1,48 %, *Ca* 0,84 %, *P* 0,4 %, *Mg* 0,19 %, en *A. nilotica*: *K* 1,27 %, *Ca* 0,65 %, *P* 0,16 %, *Mg* 0,14 %, en *A. brevispica*: *K* 1,23 %, *Ca* 0,62 %, *Mg* 0,24 %. El *P* 0,13 % en *S. atomaria* es similar al encontrado en frutos de *S. spectabilis*.

En microminerales los frutos de *S. spectabilis* son más bajos respecto a vainas (Sawe et al., 1998) de *A. tortilis*, *Na* 250 mg/kg, *Fe* 155 mg/kg, *Zn* 20 mg/kg y más altos en *Cu* 1 mg/kg de *A. nilotica* *Na* 307 mg/kg, *Fe* 166 mg/kg, *Zn* 27 mg/kg, *Cu* 11 mg/kg de *A. brevispica* *Na* 145 mg/kg, *Fe* 112 mg/kg, *Zn* 34 mg/kg, *Cu* 11 mg/kg.

El contenido de *Cu* 1 mg/kg en *A. tortilis* y el *Na* 145 mg/kg que la *A. brevispica* son más bajos que los encontrados en *S. spectabilis*.

- *Metabolitos secundarios*

Los metabolitos secundarios de los frutos del *S. spectabilis* con diferentes estados de madurez es presentado en la tabla 3. En este estudio el porcentaje de fenoles totales fue $0,29 \pm 0,10$ %, taninos $0,05 \pm 0,03$ %, flavonoides $0,30 \pm 0,07$ %, de manera cualitativa existe una baja cantidad de terpenos y/o esteroides y taninos, una cantidad moderada de alcaloides y una baja cantidad en el estado verde. En relación con saponinas solo se evidencia una baja cantidad cuando el fruto está en un estado de madurez inicial, pues en las otras etapas no se revela su presencia.

Tabla 3. Metabolitos secundarios en frutos de *S. spectabilis* en diferentes estados de madurez

Estado de madurez	% Fenoles totales ¹	% Taninos ²	% Flavonoides ³	Terpenos y/o esteroides ⁴	Alcaloides ⁵	Saponinas ⁷
Prueba	Espectrofotométrico			Lieberman-Burchard	Tanred Dragendorff Mayer	Espuma Rosenthaler
Verde	0,427	0,08	0,209	+	++	+
50%	0,323	0,072	0,282	+	++	-
100%	0,196	0,03	0,32	+	++	-
Caído	0,224	0,03	0,384	+	++	-

Convenciones: ¹meq-ácido tánico/g muestra en %; ²meq-ácido tánico/g muestra en %; ³meq – quercitina /g muestra en %; +++ Abundante cantidad, ++ Cantidad moderada, + Baja cantidad, ND no detectado.

Los fenoles totales encontrados en este estudio oscilan entre 0,196 a 0,427 %, son bajos, los cuales no se consideran tóxicos para los rumiantes en condiciones de suplementación con fuentes arbóreas que contengan dicho grupo de compuestos (Makkar, 2003).

El contenido de fenoles totales en frutos de *S. spectabilis* son más bajos que los reportados en vainas de *A. nilotica*, 22,45 % (Kumar et al., 2016), en *A. nilotica* 17 % (Abdullah et al., 2018), en *A. sieberiana*, 18 % (Kibon & Maina, 1993), *E. cyclocarpum* 4,03 % (Pizanni et al., 2006), en *S. atomaria*, 1,10 % (Valencia et al., 2018), en *P. juliflora* 0,78 % (Pizzani et al., 2006). Los polifenoles, son mencionados con frecuencia como las mayores limitantes del valor nutritivo de leguminosas, ya que en estudios con animales alimentados con dietas ricas en polifenoles presentaron reducción de la ingesta de alimentos y bajo cociente de eficiencia proteica (Deshpande & Salunkhe, 1982).

El contenido de taninos en frutos de *S. spectabilis* son más bajos que los reportados en vainas de *A. nilotica*, 19,09 % (Kumar et al., 2016) y 15,3 % (Abdullah et al., 2018), en *A. siberiana*, 18% (Kibon & Maina, 1993), en *S. saman*, 1,21 % (Valencia et al., 2018) y 8,8 % (Anantasook et al., 2015), en *E. cyclocarpum*, 1,18% condensados (Pizanni et al., 2006). Los taninos tienen

propiedades especiales, como la capacidad de precipitar alcaloides, gelatina y otras proteínas (Haslam, 1996); son potentes inhibidores de la proteólisis en el rumen (Min et al., 2002).

Los taninos tienen efectos positivos y negativos en los rumiantes, sin embargo, la respuesta de los animales a la ingestión de taninos condensados depende de la concentración de éstos en las plantas, plantas con concentraciones entre 5 % y 10 % de la MS reducen el consumo y la digestibilidad del forraje, mientras que concentraciones comprendidas entre 2 y 4 % de la MS favorecen la absorción intestinal de las proteínas debido a la disminución de la proteólisis por parte de la microflora ruminal (Otero & Hidalgo, 2004). Aerts et al. (1999) reportan que la presencia de taninos condensados en un rango entre 2 y 6 % MS en el forraje de plantas forrajeras, tiene un efecto favorable en los rumiantes porque disminuyen la degradabilidad de la proteína sobrepasante en el rumen, causado por la disociación del complejo a pH bajo (tracto postruminal), donde la proteína está disponible para la digestión.

García y Medina (2006) en Trujillo, Venezuela realizan el análisis de componentes secundarios en material vegetal de *Cassia fistula* y reportan 3,1 % polifenoles totales, 2,87 % taninos totales,

1,62 % saponinas. En *C. grandis* reportan 5,61 % de fenoles totales, 3,59 % de taninos y 1,62 % de saponinas.

Al comparar los resultados obtenidos por Karau et al (2013) de la composición de metabolitos secundarios en hojas de *S. spectabilis* de fenoles totales de $4,01 \pm 0,03$ %, taninos de $0,436 \pm 0,001$ %, flavonoides de $14,7 \pm 0,003$ %, permite encontrar que superan los componentes en los frutos en 9,39; 5,45 y 38,28 veces respectivamente, lo que implicaría que los frutos tienen menos restricciones de uso que las hojas para la alimentación de rumiantes.

- **Fraccionamiento de proteína**

El fraccionamiento de la proteína de los frutos de *S. spectabilis* es presentado en la tabla 4 donde se encontró que el valor de la fracción A fue de $30,55 \pm 5,55$, la fracción B₁+B₂ fue $33,92 \pm 7,31$ %. La fracción B₃ fue de $6,91 \pm 1,13$ %, la fracción C fue $28,63 \pm 4,3$ % y el valor más alto fue para el fruto caído 22,3%.

La fracción A (NNP) fue del 35 % y 34,8 % en los estados 50 % y 100 % de cambio de color, indicando la presencia de fuentes nitrogenadas disponibles para bacterias fermentadoras de carbohidratos fibrosos, las cuales utilizan amoníaco para atender las exigencias proteicas. Nocek y Russell (1988) afirmaron que cuando la disponibilidad de proteínas rápidamente degradables es elevada, es necesario concomitantemente un adecuado suministro de carbohidratos con rápida degradación para el

perfecto sincronismo de fermentación de carbohidratos y proteínas; esta podría ser una alternativa al usar frutos del *S. spectabilis*. De acuerdo con el NRC (2001) la mayoría de las concentraciones de NNP en la PC de pastos y leguminosas están entre los siguientes rangos: material fresco (10 a 15 %), heno (15 a 25 %), y ensilajes (30 a 65 %), los heno contienen cantidades mayores de NNP que el mismo alimento cuando está fresco debido a la proteólisis que ocurre durante la marchitez y la fermentación, es posible que el proceso de secado de los frutos del *S. spectabilis* aumente el nivel de NNP.

La fracción B₁+B₂ en los estados verde es similar a los reportados en vainas de *P. juliflora*, en Bahía, Brasil (Figueiredo et al., 2007) fracción A 38,4 %, fracción B₁+B₂ 38 %; fracción B₃ 3,8 %, fracción C 8,8 %.

La fracción C corresponde a la proteína asociada a la lignina, complejo tanino proteína y productos oriundos de la reacción de Maillard, altamente resistentes a las enzimas microbianas e indigestibles a lo largo del tracto gastrointestinal (Sniffen et al., 1992; Licitra et al., 1996); en *S. spectabilis* este nivel es alto y un incremento en la proporción de nitrógeno unido a las paredes celulares puede conducir a una degradabilidad más baja del nitrógeno en el forraje y por consiguiente no disponible para la digestión ruminal (Van Vuuren et al., 1991; Steg et al., 1994).

Tabla 4. Fraccionamiento de proteína en frutos de *Senna spectabilis* en diferentes estados de madurez.

Estado de madurez	Fracción A	Fracción B ₁ + B ₂	Fracción B ₃	Fracción C
Verde	23,30	38,73	7,17	30,80
50% de cambio de color	35,00	30,03	5,27	29,70
100% de cambio de color	34,80	27,64	5,86	31,70
Caído	29,10	41,25	7,35	22,30

- *Fraccionamiento de carbohidratos*

La composición del fraccionamiento de carbohidratos de los frutos del *S. spectabilis* es presentado en la tabla 5. En este estudio los CHT fue de $86,48 \pm 0,50$ %, los CNF $30,46 \pm 3,17$ %, la fracción A+B1 $31,04 \pm 3,80$ %, la fracción B2 (fibra disponible) $51,08 \pm 1,34$ %, la fracción C (fibra

indigestible) $17,89 \pm 2,50$ %. El estado verde presentó el menor valor de CNF 25,92 %, la fracción A+B1 fue la menor (25,87 %), la fracción B2 fue la mayor (52,89 %) y la fracción C fue la mayor (21,24 %).

Tabla 5. Fraccionamiento de carbohidratos de los frutos de *Senna spectabilis* con diferentes estados de madurez

Estado de madurez	CHT (%)	Fracción A+B1 (%)	Fracción B2 (%)	Fracción C (%)	Lignina (%)
Verde	86,24	25,87	52,89	21,24	11,86
50% de cambio de color	86,73	33,93	49,79	16,28	10,21
100% de cambio de color	85,90	33,86	50,42	15,72	9,77
Caído	87,03	30,49	51,21	18,3	10,91

CHT: carbohidratos totales

Los carbohidratos no fibrosos (CNF) corresponden a los carbohidratos solubles en detergente neutro, hacen parte del núcleo celular, compuestos de azúcares (glucosa, fructuosa) (Sniffen et al., 1992). En ese sentido los CNF representan la fracción A+B₁ y los carbohidratos fibrosos (CF) componen las fracciones B₂ y C. La fracción A esta compuesta por azúcares y la fracción B₁ está compuesta por almidones y glúcidos (Sniffen et al., 1992).

La fracción A+B₁, representa una porción de rápida fermentación ruminal, fuente de energía para los microorganismos ruminales (soporte inicial) y presentó un valor mayor en los estados 50 % y 100 % de cambio de color 33,93 % y 33,86 % respectivamente. La proporción de azúcares de rápida fermentación en el rumen en conjunto con la disponibilidad de almidón presenta una importante proporción en este fruto comparado para las gramíneas de pastoreo tropicales de 9,1 % por Malafaia (1998), lo cual perfila al *S. spectabilis* como un alimento con fuente de carbohidratos fermentables para

rumiantes. Kaapor et al. (1998) describen en las semillas la presencia de galactosas y manosas, y en la capa de la semilla: pentosas; en el endospermo: galactomananos; en el germen: pentosas (xilosas principalmente).

La fracción B₂ está compuesta por los carbohidratos digeribles de la pared celular, se relacionan con los altos niveles de FDN de este fruto y son de disponibilidad ruminal lenta y, consecuentemente susceptibles a los efectos de la tasa de pasaje (Sniffen et al., 1992), de esta forma, influyen en el suministro de energía en el rumen, sin embargo, en este fruto, son más bajos al compararlo con gramíneas de pastoreo tropicales 72,5 % por Malafaia (1998).

En los frutos de *S. spectabilis* se encuentra un nivel significativo de fracción B₂ y una fracción A+B₁ media que le da un potencial energético importante a este forraje.

La fracción C de *S. spectabilis* fue menor a la reportada por Malafaia (1998) en gramíneas de pastoreo tropicales 18,4 %.

En harina de vainas de *P. juliflora*, en Bahía, Brasil (Figueiredo et al., 2007) reportan *CHT* 87,01 %, *CNF* (A+B1) 59,92 %, fracción B₂ 16,52 % y fibra indisponible o fracción C 10,57 %. En salvado de arroz sin aceite (Gupta et al., 2011) reportan *CHT* 65,85 %, *CNF* (A+B1) 3,1 %, fracción B₂ 27,34 %, fracción C 69,59 %.

- **Nutrientes digestibles totales**

Los nutrientes digestibles totales de los frutos del *S. spectabilis* es presentado en la tabla 6. En este estudio los *CNFd* fueron de $29,84 \pm 3,10$ %, la *PCd* $5,17 \pm 0,54$ %, *EEd* $1,21 \pm 0,21$ %, *FDNd* $29,54 \pm 1,34$ %, *NDT* $60,26 \pm 1,43$ %, *ED* $2,66 \pm 0,06$ Mcal/Kg. Se observa que el estado verde presentó el menor valor *CNFd* 25,40 %, el mayor valor *FDNd* 31,42 %, el menor valor de *NDT* 58,55 % y de *ED* 2,58 Mcal/Kg, los estados de 50 % y 100 % de cambio de color presentan los mayores valores de *NDT* y *ED* (61,41 % y 61,46 %) y (2,71 Mcal/Kg y 2,71 Mcal/kg) respectivamente. Estos

resultados indican que posiblemente la cosecha de frutos en los estados de 50 y 100 % de cambio de color son los que contienen los mayores niveles de energía. El valor energético de los frutos del *S. spectabilis* en el estado de 50 % y 100 % de cambio de color corresponden a 2,7 Mcal/k de *ED*, a 2,2 Mcal/k de *EM*, a 9,2 MJ/k de *EM*; este resultado es superior al reportado por Marquardt et al. (2010) en frutos de *S. spectabilis* un valor 8,1 MJ/k de *EM*, también es superior al reportado por Zampaligré et al. (2013) en Burkina Faso con frutos de *Acacia dudgeoni* 5,8 MJ/k *MS* de *EM*, *A. sieberiana* 6,2 MJ/k *MS* de *EM*, e inferior al reportado por Sanon et al. (2008) en Burkina Faso de vainas de *Acacia sengal* 9,6 MJ/k *MS* *EM*. Olivares-Pérez et al. (2017) en fruto de *Phitecelobium dulce* reportan 6,2 MJ/k *MS* *EM*. Estos resultados permiten inferir que los frutos de *S. spectabilis* en los estados de 50 % y 100 % de cambio de color, presentan los tenores más altos de *ED* y son superiores a los reportados en otros frutos de la familia fabaceae.

Tabla 6. Nutrientes digestibles totales de frutos de *S. spectabilis* en diferentes estados de madurez

Estado de madurez	<i>CNFd</i>	<i>PCd</i>	<i>EEd</i>	<i>FDNd</i>	<i>NDT</i>	<i>ED</i> (Mcal/kg MS)
Verde	25,40	5,35	1,51	31,42	58,55	2,58
50% de cambio de color	32,22	5,15	1,15	28,46	61,41	2,71
100% de cambio de color	31,71	5,72	1,04	28,71	61,46	2,71
Caído	30,03	4,44	1,15	29,56	59,61	2,63

Convenciones: *CNFd*: carbohidratos no fibrosos digestibles, *PCd*: proteína cruda digestible, *EEd*: Extracto etéreo digestible, *NDT*: nutrientes digestibles totales, *ED* = Energía digestible.

Se realizó el análisis de energía bruta de los frutos de *S. spectabilis* con diferentes estados de madurez con bomba calorimétrica expresada como poder calorífico superior, Norma ASTM 2015 y se encontraron los siguientes resultados:

verde 4.074 Kcal/kg, 50 % de cambio de color 4.007 Kcal/kg, 100 % de cambio de color 4.031 Kcal/kg y fruto caído 4.157 Kcal/kg, es decir el promedio de energía bruta del fruto de *S. spectabilis* fue de 4.067,3 Kcal/kg, lo cual

equivale a 17,029 MJ. Valencia et al. (2018) reportan en vainas de *S. saman* una energía bruta de 17,8 MJ/kg MS. Carvalho et al. (2011) en la Caatinga, Brasil en semillas de *Senna rugosa* una energía bruta de 10,480 MJ/kg MS, y en *Senna obtusifolia* 9,050 MJ/kg MS.

- *Cinética ruminal*

La degradabilidad de la materia seca (*dMS*) de los frutos del *S. spectabilis* es presentada en la tabla 7. La *dMS* presenta diferencias estadísticamente significativas para los estados de madurez evaluados ($p < 0,05$) a las 0, 6, 24, 48 y 72 horas,

en las diferentes horas de incubación, encontrando que el estado verde fue inferior al estado de 50 %. Los valores encontrados de *dMS* fueron en promedio a las 0 horas $18,2 \pm 5,61$ %, 3 horas $31,93 \pm 2,29$ %, 6 horas $35,89 \pm 2,44$ %, 12 horas $40,23 \pm 3,64$ %, 24 horas $41,61 \pm 3,74$ %, 48 horas $44,61 \pm 2,35$ %, 72 horas $45,57 \pm 2,69$ %. La degradabilidad ruminal de la materia seca encontrada puede ser explicada por el alto nivel de fracciones indigeribles del forraje (Balde et al., 1993) y por los niveles de lignina (Van Soest et al., 1991).

Tabla 7. Degradabilidad y digestibilidad *in vitro* de la materia seca de los frutos del *Senna spectabilis* en diferentes estados de madurez

t(h)	Verde	50%	100%	Caído	Contraste Multivariado*	Contraste Polinómico**	
						L	Q
0	9,79 ^b	20,61 ^a	21,27 ^a	21,13 ^a	0,003	0,001	P < 0,01
3	29,5 ^{ab}	35,0 ^a	31,27 ^b	31,96 ^{ab}	0,089	0,289	0,088
6	32,86 ^b	38,83 ^a	36,13 ^{ab}	35,73 ^a	0,019	P < 0,01	0,001
12	36,02 ^b	44,67 ^a	41,16 ^{ab}	39,07 ^b	0,004	0,181	P < 0,01
24	37,28 ^b	45,34 ^a	44,05 ^a	39,76 ^b	0,003	0,065	P < 0,01
48	41,35 ^c	46,76 ^a	45,76 ^{ab}	44,55 ^b	0,002	P < 0,01	P < 0,01
72	42,32 ^b	48,78 ^a	46,24 ^{ab}	44,95 ^b	0,015	0,043	P < 0,01
<i>DIVMS</i>	39,12 ^b	50,34 ^a	45,89 ^{ab}	44,81 ^b	0,003	0,066	0,010

Letras minúsculas dentro de las filas indican diferencias estadísticamente significativas entre estados de los frutos ($P < 0,05$). Donde: t (h) = tiempo de incubación en horas, *DivMS* = Digestibilidad in vitro de la materia seca, * traza de Pillai, Lambda de Wilks, traza de Holtelling, raíz mayor de Roy, ** L regresión lineal, Q regresión cuadrática.

La cinética ruminal de los frutos del *S. spectabilis* es presentada en la tabla 8. La cinética ruminal permite indicar que la fracción soluble A, fue de ($18,3 \pm 4,92$ %), la fracción degradable B, fue de ($18,98 \pm 3,23$ %), la fracción C o tasa de degradación, fue de ($0,12 \pm 0,04$ %/h), una degradabilidad potencial $37,28 \pm 3,02$ %. La degradabilidad efectiva a $K = 2$ %/h ($34,5 \pm 2,82$ %), a $K = 5$ %/h ($31,61 \pm 2,69$ %), a $K = 8$ %/h ($29,63 \pm 2,66$ %).

La degradabilidad efectiva de un nutriente se usa comúnmente para estimar la proporción de nutrientes contenidos en un alimento que podría degradarse en el rumen (Mir et al., 1991). El bajo valor de degradabilidad en estos frutos es el resultado de la degradación de carbohidratos solubles, almidón y parte de la fracción de fibra. Como los carbohidratos son completamente degradados en el rumen y el almidón es de alta digestión ruminal (Owens et al., 1986), es

evidente que la porción fibrosa tiene un bajo nivel de degradación, ya que en estos frutos la fracción soluble corresponde al 53% de la degradabilidad efectiva de la materia seca a K =

2 %/h. La fracción potencialmente degradable fue más alta para los estados 50% y 100% de cambio de color 40,7 % y 38,7 % respectivamente.

Tabla 8. Resumen de la dinámica ruminal de la materia seca del fruto de *S. spectabilis* en diferentes estados de madurez

Parámetros	Tratamientos			
	Verde	50%	100%	Caído
A (%)	10,9328	20,6995	21,0656	20,5150
B (%)	22,9203	19,9722	17,6703	15,3574
A+B (%)	33,9	40,7	38,7	35,9
C (%)	0,1703	0,1223	0,0923	0,0911
Degradabilidad efectiva				
DE (K=2%/h)	31,44	37,86	35,59	33,11
DE (K=5%/h)	28,65	34,88	32,53	30,43
DE (K=8%/h)	26,53	32,77	30,53	28,69

Se observa que el factor C (%) o tasa de degradación %/hora fue mayor en el estado verde, y se disminuye en la medida que el fruto madura, esto incide en el valor de la fracción B, o degradabilidad en el rumen, porque tiene el mismo comportamiento de la fracción C, sin embargo la degradación potencial A+B es mayor en los estados 50%, 100% de cambio de color, debido a que el factor A o factor de solubilidad es mayor en estos estados, de la misma forma la degradabilidad efectiva, fue mayor en estados 50% y 100% de cambio de color.

En hojas de *S. spectabilis* (Anyanwu & Etela, 2013) en el sudeste de Nigeria reportan unas fracciones A 24,7 %, fracción B 55,4 %, una tasa fracción C de 0,037 %/hora, una degradabilidad potencial 80,1 %, una degradabilidad efectiva de 54,9 %, Larbi et al. (1998) en Ibadan, Nigeria reportan en la estación lluviosa fracción A 39,9 %, fracción B 36,7 %, la fracción C 0,0334 %/hora, una degradabilidad potencial 76,6 %; en la estación seca fracción A 50,8 %, fracción B 31,9 % y fracción C 0,0729 %/hora, una degradabilidad potencial 82,7%.

En frutos completos de *S. atomaria* (Cecconello et al., 2003) en Urdaneta, Venezuela encontraron fracción A 22,16 %, fracción B 31,57 %, fracción C 0,10 %/hora, una degradabilidad potencial 53,7 %. En *S. atomaria* Román et al. (2008) en México, encontraron fracción A 21,94 %, fracción B 21,02 %, una degradabilidad potencial 42,96 %, y una fracción C 0,0505 %/hora.

En vainas de *E. cyclocarpum* (Piñero-Vásquez et al., 2013) en Yucatán, México reportan fracción

A 56,73 %, fracción B 29,91 %, y la fracción C 0,039 %/hora, una degradabilidad potencial 86,64%.

Todos estos hallazgos son superiores a las encontradas en los frutos de *S. spectabilis*.

La digestibilidad *in vitro* de la materia seca de los frutos de *S. spectabilis* presentó diferencias estadísticamente significativas ($P < 0,05$) entre los estados evaluados: 50 % de cambio de color 50,34 %^a; 100 % de cambio de color 45,89 %^{ab},

fruto caído 44,81 %^b y verde 39,13 %^b, indicando que el mejor estado corresponde a 50% de cambio de color, y el estado menos indicado de cosecha es el estado verde y el caído estos resultados en el porcentaje alcanzado de digestibilidad *in vitro* contrastan con lo reportado por Shayo y Udén (1999) en frutos enteros de *A. tortilis* con 68 % y Sawe et al. (1998) en Kenya 56,7 % DIVMS; en vainas de *A. nilotica* 65,7 % DIVMS y en *A. brevispica* 58,9 % DIVMS. Figueiredo et al. (2007), en Bahía, Brasil en vainas de *P. juliflora* reportan 73,04 % DIVMS.

La digestibilidad *in vitro* promedio de la materia seca del fruto de *S. spectabilis* fue de $45,04 \pm 4,61$ % la cual es baja y ello podría estar relacionado con su composición química: alto nivel de FDN $62,91 \pm 2,11$ %, FDA $38,34 \pm 2,58$ %, la alta fracción C del nitrógeno de $28,63 \pm 4,3$ %, la fracción C de los carbohidratos 17,9 %, el nivel de lignina 10,7 %, la matriz compleja de componentes secundarios: $0,29 \pm 0,10$ % fenoles totales, $0,05 \pm 0,03$ % taninos, $0,3 \pm 0,07$ % flavonoides, cantidad moderada de alcaloides, los cuales ejercen su efecto sobre la unión microbiana ruminal y la colonización de partículas de digesta, está bien documentado que la digestibilidad se correlaciona positivamente con el contenido de PC y se correlaciona negativamente con la fibra detergente ácida y la fibra detergente neutra (Suha et al., 2018).

Conclusiones

El potencial de los frutos de *S. spectabilis* es principalmente de carácter energético al proporcionar una energía bruta 4.067,3 kcal/kg, 60,3 % de NDT, 2,7 Mcal ED/kg MS. El momento óptimo de cosecha es entre el 50% y 100% de cambio de color porque presentan altos niveles de materia seca, mayores tenores de energía y una mayor digestibilidad *in vitro*.

Los frutos presentan un nivel de proteína medio de 9,88 % en promedio y su uso se justifica como

suplemento en pasturas de regular y mala calidad durante la época seca.

En los frutos de *S. spectabilis* predominan los aminoácidos serina, prolina, ácido glutámico, leucina y arginina, lo que lo podría posibilitar como fuente de aminoácidos.

Los frutos presentan bajo contenido de compuestos secundarios, esto favorece su utilización en la alimentación de rumiantes.

El estado de fruto verde no es recomendable para ser cosechado en este estado porque presenta bajo nivel de materia seca, menor energía, baja digestibilidad *in vitro* y degradabilidad *in vitro* de la materia seca, baja fracción A en proteínas, baja fracción A+B1 de carbohidratos y un mayor nivel de lignina.

Referencias

- Abdullah, M.A.M., & Farghaly, M.M., & Youssef, I.M.I. (2018). Effect of feeding *Acacia nilotica* pods to sheep on nutrient digestibility, nitrogen balance, ruminal protozoa and rumen enzymes activity. *J Anim Physiol Anim Nutr.*, 2018, 1-8.
- Aerts, R.J.; Mc Nabb, W.C.; Molan, A.; Brand, A.; Barry, T.N. & Peters, J.S. (1999). Condensed tannins from *Lotus corniculatus* and *Lotus pedunculatus* exist different effects on the *in vitro* rumen degradation of ribulosa-1,5 - bisphosphate carboxylase/oxygenase (Rubisco) protein. *Journal of Science Food and Agriculture*, 79, 79.
- Agrawal, M., Agrawal, Y., Itankar, P., Patil, A., Vyas, J., & Kelkar, A. (2012). Phytochemical and HPTLC Studies of Various Extracts of *Annona squamosa* (Annonaceae). *International Journal of PharmTech Research*, 4(1).
- Albores-Moreno, S., Alayón-Gamboa, J.A., Ayala-Burgos, A.J., Solorio-Sánchez, F.J., Aguilar-Pérez, C.F., Olivera-Castillo, L., Ku-Vera, J.C. (2017).

Effects of feeding ground pods of *Enterolobium cyclocarpum* Jacq. Griseb on dry matter intake, rumen fermentation, and enteric methane production by Pelibuey sheep fed tropical grass. *Trop. Anim. Health Prod.* 49, 857–866.

Almeida, A.C.S., Ferreira, R.L.C., Santos, M.V.F., Lira, M.A., & et al. (2011). Mineral composition of arboreal and bush species occurring in pastures in Pernambuco, Brazil. *Arch. Zootec.* 60, 553-561.

Anantasook, N., Cherdthong, A., & Gunun, P. (2015). Effect of tannins and saponins in *Samanea saman* on rumen environment, milk yield and milk composition in lactating dairy cows. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 99, 335–344.

Anyanwu, N.J., & Etela, I. (2013). Chemical composition and dry matter degradation characteristics of multi-purpose trees and shrubs in the humid lowlands of southeastern Nigeria. *Agroforest Syst* 87, 747–754.

AOAC, *Official methods of analysis*. (2000), 17th ed. Virginia.

Balde, A.T.; Vandersall, J.H.; Erdman, A.R.; Reeves III, J.B.; Glenn, P.B. (1993). Effect of stage of maturity of alfalfa and orchard grass on in situ dry matter and crude protein degradability and amino acid composition. *Animal Feed Science and Technology*, Amsterdam, 44, 29-43.

Beltrán Villanueva, C. E., Díaz Castillo, F., & Gómez Estrada, H. (2013). Tamizaje fitoquímico preliminar de especies de plantas promisorias de la costa atlántica colombiana. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 18 (4), 619-631.

Bolante, A., Seun, A., & Adedayo, A. (2014). Proximate Analysis, Mineral Contents, Amino Acid Composition, Anti-Nutrients and Phytochemical Screening of *Brachystegia Eurycoma* Harms and *Pipper Guineense* Schum

and Thonn. *American Journal of Food and Nutrition*, 2 (1), 11-17.

Carvalho, A.F.U., Farias, D.F., Brito da Rocha, L.C., Mateus, N., Giovenardi, M., Sampaio, G. et al. (2011). Preliminary assessment of the nutritional composition of underexploited wild legumes from semi-arid Caatinga and moist forest environments of northeastern Brazil. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24, 487–493.

Cecconello, G., Benezra, M., Obispo, N. E. (2003). Composición química y degradabilidad ruminal de los frutos de algunas especies forrajeras leñosas de un bosque seco tropical. *Zootecnia Trop.* 21(2).

De Andrade, C.M.S., Valentim, J.F., Carneiro, J. & Vaz, F.A. (2004). Growth of tropical forage grasses and legumes under shade. *Pesq. Agropec. Bras.* 39, 263.

Deshpande, S.S., & Salunkhe, D.K. (1982). Interactions of tannic acid and catechin with legume starches. *J Food Sci*, 47, 2080-2083.

Fernández-Méndez, F., Melo, O., Alvarez, E., Perez, U., & Lozano, A. (2013). *Status of knowledge, conservation, and management of tropical dry forest in the Magdalena river Valley, Colombia*. In: Sánchez-Azofeifa, A., Powers, J., Fernandes, G. W., & Quesada, M. (Eds.). *Tropical dry forest in the Americas*:35-54. New York: Taylor & Francis Group.

Figueiredo, M.P., Cruz, P. G., Costa, S. S., Rodrigues, C.S., Pereira, L.G.R., Sousa, J. K., & Irmão, J.N. (2007). Fracionamento dos carboidratos e componentes nitrogenados do farelo e diferentes partes integrantes da vagem de algaroba (*Prosopis juliflora* (Swartz) D. C.). *Rev. Bras. Saúde Prod. An.*, 8 (1), 24-31.

Freitas, R. F., Lima, P. R. A., Pimentel, M. A., & Queiroz, P. R. (2018). Perfil fitoquímico, ensaio microbiológico e toxicidade frente a *Artemia salina* do extrato da entrecasca da *Myracrodruon*

urundeuva A. *Biota Amazônia (Biote Amazonie, Biota Amazonia, Amazonian Biota)*, 8(3), 24-27.

García N, M & Venturoli p, S.H. (2017). Programa pratico para formulação de ração – Versão Excel 2010. Modelagem da digestibilidade da materia seca do capim Coast-Cross em função do tempo de incubação. [Consultado 17 de mayo 2018, 4 pm] Disponible en internet: <https://sites.goggle.com/site/programapraticod emodelagem/exemplo 1-1>

García, D. E., & Medina, M.G. (2006). Composición química, metabolitos secundarios, valor nutritivo y aceptabilidad relativa de diez árboles forrajeros. *Zootecnia Trop.*, 24(3), 233-250.

Garrity, D.P., & Mercado A.R. (1994) Nitrogen fixation capacity in the component species contour hedge grows, how important? *Agroforestry Systems*, 22, 207–220.

Gonzáles, A., Duarte, A. Patto, C. M., & Picolo, M de F. (2008). Caracterización química de la harina del fruto de *Prosopis* spp. procedente de Bolivia y Brasil. *Archivos Latinoamericanos de Nutrition*, 58 (3), 309 – 315.

Gupta, A., Singh, S., Kundu, S.S., & Jha, N. (2011). Evaluation of tropical feedstuffs for carbohydrate and protein fractions by CNCP system. *Indian Journal of Animal Sciences*, 81 (11), 1154–1160.

Harden, M.L., & Zolfaghari, R. (1988). Nutritive Composition of Green and Ripe Pods of Honey Mesquite (*Prosopis glandulosa*, Fabaceae). *Economic Botany*, 42(4), 522-532.

Haslam, E. (1996). Natural polyphenols (vegetable tannins) as drugs: Possible modes of action. *Journal of Natural Products*, 59, 205–215.

Kapoor, V.P., Taravel, F.R., Joseleau, J-P., Milas, M., Chanzy, H., & Rinaudo, M. (1998). *Cassia spectabilis* DC seed galactomannan: Structural,

crystallographical and rheological studies. *Carbohydrate Research*, 306, 231–241.

Kibon, A., & Maina, H.B. (1993). Dry *Acacia sieberiana* pods as a supplement to a low-quality forage diet for growing lambs in northern nigeria. *Trop Anim Health Prod*, 25,59–54.

Kumar, J., Kumar, K., Kumar, S., Abhisheck, C., Kumar, D., & Kumar, A. (2016). Effect of feeding *Acacia nilotica* pod meal on hematobiochemical profile and fecal egg count in goats. *Veterinary world*, 9, 1400-1406.

Kumar, R. (1992). *Antinutritional factors. The potential risks of toxicity and the methods to alleviate them*. In: Legumes trees and other fodder trees as protein source for livestock. (Speedy, A.W. & Pugliese, P.L., Eds.). FAO Animal production and Health Paper. No.102. p. 145.

Larbi, A., Smith, J.W., Kurdi, I.O., Adekunle, I. O., Raji, A.M., & Ladipo, D.O. (1998). Chemical composition, rumen degradation, and gas production characteristics of some multipurpose fodder trees and shrubs during wet and dry seasons in the humid tropics. *Animal Feed Science Technology*, 72, 81–96.

Licitra, G., Hernández, T.M., & Van Soest, P. V. (1996). Standardization of procedures for nitrogen fractionation of ruminant feeds, *Animal Feed Sciencie de Technology*, 57, 347 – 358.

López, D., Vázquez-Armijo, J.F., López-Villalobos, N., Lee-Rangel, H.A., Salem, A.Z.M., Borquez-Gastelum, J.L., Domínguez-Vara, I.A., Rojo-Rubio, R. (2016). *In vitro* gas production of foliage from three browse tree species treated with different dose levels of exogenous fibrolytic enzymes. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition.*, 100, 920-928.

Maclean, R.H., Litsinger, J.A., Moody, K. & Watson, A.K. (1992). The impact of alley cropping Gliricidia sepium and *Cassia spectabilis*

on upland rice and maize production. *Agroforestry Systems*, 20, 213–228.

Mahgoub, O., Kadim, I. T., & Forsberg, N.E. (2005). Evaluation of Meskit (*Prosopis juliflora*) pods as a feed for goats. *Animal Feed Science and Technology*, 121, 319–327.

Makkar, H. P. S. (2003). *Quantification of tannins in tree and shrub foliage. A laboratory manual*. In: Quantification of Tannins in Tree and Shrub Foliage (pp. 49–51). Springer Science & Business Media.

Malafaia, P.A., Valadares, S., Mendonça, R.A., Coelho, J.F., & Pereira, J.C. (1998). Determinação das Frações que Constituem os Carboidratos Totais e da Cinética Ruminal da Fibra em Detergente Neutro de Alguns Alimentos para Ruminantes. *R. Bras. Zootec.*, 27 (4), 790-796.

Marquardt, S., Beck, S. G., Encinas, F. D., Alzérreca A., H., Kreuzer, M., & Mayer, A. C. (2010). Plant species selection by free-ranging cattle in southern Bolivian tropical montane forests. *Journal of Tropical Ecology*, 26, 583–593. <http://doi.org/10.1017/S0266467410000428>

Mbugua, D.M., Kiruiro, E.M., & Pell, A.N. (2008). *In vitro* fermentation of intact and fractionated tropical herbaceous and tree legumes containing tannins and alkaloids. *Animal Feed Science and Technology*, 146, 1–20.

Min, B.R., Attwood G.T., Sun, W., Barry, T.N., & McNabb, W.C. (2002). Lotus corniculatus condensed tannins decrease in vivo populations of proteolytic bacteria and affect nitrogen metabolism in the rumen of sheep. *Can. J. Microbiol.*, 48, 911–921.

Mir, P.S., Mir, Z., & Hall, J.W. (1991). Comparison of effective degradability with dry matter degradability measured at mean rumen retention time for several forages and forage: concentrate diets. *Animal Feed Science and Technology*, 32, 287-296.

Mondal, H., Hossain, H., Awang, K., Saha, S., Mamun-Ur-Rashid, S., Islam, M. K., ... & Shilpi, J. A. (2015). Anthelmintic Activity of Ellagic Acid, a Major Constituent of *Alternanthera sessilis* Against *Haemonchus contortus*. *Pakistan Veterinary Journal*, 35 (1).

Mora, A. C., Galeano, J. E., & Osorio, D. E. (2013). *Manual de prácticas de laboratorio de Farmacognosia I*. Universidad de Antioquia. Facultad de Química Farmacéutica. Medellín, Colombia.

Morales, G., & Paredes, A. (2014). Antioxidant activities of *Lampaya medicinalis* extracts and their main chemical constituents. *BMC complementary and alternative medicine*, 14 (1), 259.

Mota, M., & Rodríguez, R., Solanas, E., & Fondevila, M. (2005). Evaluation of four tropical browse legumes as nitrogen sources: Comparison of in vitro gas production with other methods to determine N degradability. *Animal Feed Science and Technology*, 123,124, 341–350.

National Research Council- NRC. (2001). *Nutrient requirements of dairy cattle*. 7th ed Washington, DC: National Academy Press, 2001. 381 p.

Nocek, J.E., Russell, J.B. (1988). Protein and energy as an integrated system. relationship of ruminal protein and carbohydrate availability to microbial synthesis and milk production. *J. Dairy Sci.*, 71, 2070-2107.

Olivares-Perez, J., Avilés-Nova, F., Albarrán-Portillo, B., Castelán-Ortega, O.A., & Rojas-Hernández, S. (2013). Nutritional quality of *Pithecellobium dulce* and *Acacia cochliacantha* fruits, and its evaluation in goats. *Livestock Science*, 154, 74–81.

Orskov, E., & McDonald, I. (1979). The estimation of protein degradability in the rumen from

incubation measurements weighted according to rate of passage. *J Agric Sci*, 92 (2), 492-503.

Ovalles, J.F. (2015). Estado del arte de la hidrólisis de proteínas y síntesis sobre la determinación del perfil de aminoácidos. En: Levy, P.R., & Celis, M.T. (Editoras). *Una educación universitaria de calidad*. Mérida, Venezuela, Sello Editorial Publicaciones del Vicerrectorado Académico – ULA, 883 – 914.

Otero M., & Hidalgo L. (2004). Condensed tannins in temperate forages species: effects on the productivity of ruminants infected with internal parasites (a review). *Livestock Research for Rural Development*, 16 (2), 18-36.

Owens, F.N., Zinn, R.A., & Kim, Y. K. (1986). Limits to starch digestion in the ruminal small intestine. *J. Anim. Sci.*, 63, 1634-1648.

Palma, J. y L. Román. (2003). Frutos de especies arbóreas leguminosas y no leguminosas para alimentación de rumiantes. FAO. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/006/Y4435S/y4435s0n.htm>

Patra, A., Park, T., Kim, M., & Yu, Z. (2017). Rumen methanogens and mitigation of methane emission by anti-methanogenic compounds and substances. *J. Anim. Sci. Biotech.*, 8, 1-18.

Pedroso, A. T. R., Arrebato, M. A. R., Travieso, R. M. C., González, D. R., Triana, A. C., & Baños, S. B. (2012). Actividad antifúngica in vitro e in vivo del extracto acuoso de hojas de *Parthenium hysterophorus* check for this species in other resources L. sobre *Pyricularia grisea* check for this species in other resources Sacc. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12 (4), 839-844.

Piñero-Vasquez, A.T., Ayala-Brugos, A. J., Chay-Canul, A. J., Ku-Vera, J.C. (2013). Dry matter intake and digestibility of rations replacing concentrates with graded levels of *Enterolobium cyclocarpum* in Pelibuey lambs. *Trop Anim Health Prod*, 45, 577–583.

Pizzani, P., Matute, I., De Martino, G., Arias, A., Godoy, S., Pereira, L., Palma, J., & Rengijo, M. (2006). Composición Fitoquímica y Nutricional de Algunos Frutos de Árboles de Interés Forrajero de Los Llanos Centrales de Venezuela. *Rev. Fac. Cs. Vets. UCV.*, 47(2), 105-111.

Ricco, R. A., Agudelo, I. J., & Wagner, M. L. (2015). Métodos empleados en el análisis de los polifenoles en un laboratorio de baja complejidad. *Lilloa*, 52(2), 161-174.

Román, M.L., Palma, J.M., Zorilla, J., Mora, A., & Gallegos, A. (2008). Degradabilidad *in situ* de la materia seca de la harina del fruto de guacima, *Guazuma ulmifolia*, con dietas de frutos de especies arbóreas. *Zootecnia Trop.*, 26 (3), 227-230.

Sanon, H.O., Kaboré-Zoungana, C., & Ledin, I. (2008). Growth and carcass characteristics of male Sahelian goats fed leaves or pods of *Pterocarpus lucens* or *Acacia senegal*. *Livestock Science*, 117, 192–202.

Sawe, J.J., Tuitoek, J.K., & Ottaro, J.M. (1998). Evaluation of common tree leaves or pods as supplements for goats on range area of Kenya. *Small Ruminant Research*, 28, 31–37.

Selegato, D.M., Monteiro, A.F., Vieira, N.C., Cardoso, P., Paravani, V.D., Bolzani, V.S., & Castro-Gamboa, I. (2017). Update: Biological and Chemical Aspects of *Senna spectabilis*. *J. Braz. Chem. Soc.*, 28 (3), 415-426.

Shah, N. A., Khan, M. R., Ahmad, B., Noureen, F., Rashid, U., & Khan, R. A. (2013). Investigation on flavonoid composition and anti-free radical potential of *Sida cordata*. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 13 (1), 276.

Shayo, C.M. & Udén, P. (1999). Nutritional uniformity of crude protein fractions in some tropical browse plants estimated by two in vitro

methods. *Animal Feed Science and Technology*, 78,141-151.

Singleton, V. L., Orthofer, R., Lamuela-Raventos, R. M., & Lester, P. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods Enzymol.*, 299, 152–178.

Sniffen, C.J., Van Soest, P.J., Fox, D.G., & Russell, J.B. (1992). A net carbohydrate and protein system for evaluating cattle diets: II. Carbohydrate and protein availability, *J. Anim. Sci.*, 70, 3562–3577.

Sridhar, K.R., & Seena, S. (2006). Nutritional and antinutritional significance of four unconventional legumes of the genus *Canavalia* – A comparative study. *Food Chemistry*, 99, 267–288.

Steg, A., Vanstraelen, W.M., Hindle, V.A., Wensik, W.A., Dooper, F.M.H., & Schils, R.L.M. (1994). Rumen degradation and intestinal digestion of grass and clover at two maturity levels during the season in dairy cows. *Grass and Forage Science*, Oxford, 49, 378-390.

Suha, O., Kurt, O., Kaya, E., & Kamalak, A. (2018). Effect of species on chemical composition, metabolizable energy, organic matter digestibility and methane production of some legume plants grown in Turkey. *Journal of Applied Animal Research*, 46 (1): 1158–1161.

Tai, Z. G., Cai, L., Dai, L., Sun, W. J., Zhe, W., Yang, Y. B., ... & Ding, Z. T. (2010). Antioxidant activities of *Caragana sinica* flower extracts and their main chemical constituents. *Molecules*, 15(10), 6722-6732.

Tilley J, Terry R. (1963). Two-stage technique for the In vitro digestion of forage crops. *J. Br. Grass. Soc.*, 18, 104-111.

Terrill, T.H., Rowan, A., Douglas, G., Barry, T. (1992). Determination of extractable and bound condensed tannin concentrations in forage plants, protein concentrate meals and cereal grains. *J. Sci. Food Agric.*, 58, 321–329.

Valencia, S.S., Piñero, A.T., Molina, I.C., Lazos, F.J., Uuh, J., Segura, M.R. et al. (2018). Potential of *Samanea saman* pod meal for enteric methane mitigation in crossbred heifers fed low-quality tropical grass. *Agricultural and Forest Meteorology*, 258, 108-116.

Van Soest, P.J., Robertson, P.J., & Lewis, B.A. (1991). Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.*, 74, 3583–3597.

Van Vuuren, A.M., Tamminga, S., & Keetelaar, R.S. (1991). *In sacco* degradation of organic matter and crude protein of fresh grass (*Lolium perenne*) in the rumen of grazing dairy cows. *Journal of Agricultural Science*, 116, 429-436.

Vásquez, M. R. S. (2015). Estudio fitoquímico y cuantificación de flavonoides totales de las hojas de *Piper peltatum* L. y *Piper aduncum* L. procedentes de la región Amazonas. *In Crescendo*, 6 (1): 33-43.

Wathelet, B. (1999). Nutritional analyses for proteins and amino acids in beans (*Phaseolus* sp.). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 3 (4): 197–200.

Zampaligré, N., Hippolyte, L., Schlecht, E. (2013). Contribution of browse to ruminant nutrition across three agro-ecological zones of Burkina Faso. *Journal of Arid Environments*, 95, 55 – 64.