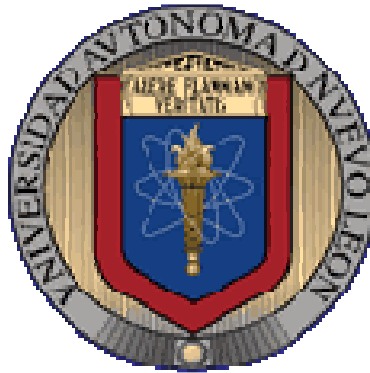


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN**

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



**VALOR NUTRICIONAL DE FORRAJES NATIVOS DEL  
NORTE DE MÉXICO**

Por

**M.C. MARIBEL GUERRERO CERVANTES**

Como requisito parcial para obtener el Grado de  
**DOCTOR EN CIENCIAS**  
con Acentuación en Alimentos

Diciembre, 2008

# VALOR NUTRICIONAL DE FORRAJES NATIVOS DEL NORTE DE MÉXICO

Comité de Tesis

---

Ph. D. ROQUE GONZALO RAMÍREZ LOZANO

Director

---

Ph. D. MARIA ANDREA CERRILLO SOTO

Co-Director

---

DR. ARTURO SAUL JUÁREZ REYES

Co-Director

---

Ph.D. HUMBERTO GONZÁLEZ RODRÍGUEZ

Asesor

---

DRA. MARIA ADRIANA NÚÑEZ GONZÁLEZ

Asesor

**VALOR NUTRICIONAL DE FORRAJES NATIVOS DEL NORTE  
DE MÉXICO**

Comité Académico de Doctorado

---

---

---

---

---

Subdirector de Estudios de Postgrado

---

## **Dedicatoria**

A Dios por haberme dado la oportunidad de estar aquí y por hacerme sentir su presencia.

Para mi hija Naomi, una pequeña personita que con su llegada me enseñó a creer que todo es posible, que me da fuerza cada día al llegar a casa y me llena de alegría en todo momento.

A mis padres, Micaela y Gabino que siempre me han apoyado para lograr mis metas, me han enseñado con su ejemplo de perseverancia y me han dejado la más valiosa herencia que pueda recibir, mi educación.

## **Agradecimientos**

Al Ph.D. Roque Gonzalo Ramírez Lozano por el apoyo brindado para la realización de esta investigación. Gracias por su disciplina y entrega.

A la Ph.D. Maria Andrea Cerrillo Soto y al Dr. Arturo Saúl Juárez Reyes por su confianza para realizar este trabajo de investigación, por su orientación y paciencia.

Al Ph.D. Humberto González Rodríguez por su gran ayuda en la revisión y apoyo para la realización de los análisis de minerales.

Al M.C. Ramón Montoya Escalante por su apoyo y colaboración durante todo este tiempo.

A todas aquellas personas que alguna vez colaboraron o solamente me dieron una palabra de aliento durante la realización este trabajo de investigación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para realizar mis estudios doctorales.

**¡GRACIAS!**

## ÍNDICE DE CONTENIDO

Sección	Página
1 RESUMEN Y ABSTRACT	1
2 INTRODUCCIÓN Y JUSTIFICACIÓN	5
2.1 Hipótesis	7
2.2 Objetivos	8
3 ANTECEDENTES	9
3.1 Consideraciones generales	9
3.2 Importancia de las plantas nativas en la dieta de los caprinos	10
3.3 Estructura química de los taninos	13
3.3.1 Concentración y función de los taninos en las plantas	14
3.3.2 Efecto antinutricional de los taninos	14
3.4 Minerales	15
3.4.1 Fuentes de minerales	16
3.4.2 Funciones de los minerales	16
3.4.3 Factores que afectan la disponibilidad de los minerales en las plantas	17
3.4.4 Macrominerales	18
3.4.4.1 Calcio	18

<b>Sección</b>	<b>Página</b>
3.4.4.2 Fósforo	19
3.4.4.3 Magnesio	20
3.4.4.4 Potasio	20
3.4.4.5 Sodio	21
3.4.5 Microminerales	21
3.4.5.1 Cobre	21
3.4.5.2 Zinc	22
3.4.5.3 Hierro	23
3.4.5.4 Cobalto	23
3.4.5.5 Manganeseo	24
3.5 Producción de gas <i>in vitro</i>	24
3.5.1 Aplicación práctica del PEG	26
3.5.2 Efecto del PEG sobre la producción de gas <i>in vitro</i>	27
3.5.3 Importancia del perfil de AGV	28
3.5.3.1 Metabolismo de los AGV	29
3.6 Destino de la energía en el organismo animal	31
3.6.1 Aplicación del método de producción de gas <i>in vitro</i> para estimar el contenido de EM de los forrajes	32
3.7 Digestibilidad de los forrajes	33
3.7.1 Digestibilidad <i>in vivo</i>	33
3.7.2 Digestibilidad <i>in vitro</i>	34

<b>Sección</b>	<b>Página</b>
3.7.2.1 Procedimiento de Tilley y Terry	34
3.7.2.2 Procedimientos enzimáticos	35
3.7.2.3 Digestibilidad verdadera <i>in vitro</i>	35
3.8 Degradabilidad <i>in situ</i>	36
3.8.1 Degradabilidad de la proteína	38
3.9 Proteína Matabolizable	39
<b>4 MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>41</b>
4.1 Ubicación de los sitios de colecta	41
4.2 Colecta de plantas	43
4.3 Análisis químicos de las muestras	45
4.4 Determinación de minerales	46
4.5 Producción de gas <i>in vitro</i>	46
4.5.1 Estimación de los parámetros de producción de gas <i>in vitro</i>	46
4.5.2 Determinación de AGV	47
4.5.3 Estimación de la EM	48
4.6 Digestibilidad verdadera de la MS y MO <i>in vitro</i>	48
4.7 Degradabilidad <i>in situ</i>	49
4.7.1 Degradabilidad <i>in situ</i> de MS y PC	49
4.8 Determinación de PM	50
4.9 Análisis estadístico	50
<b>5 RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>52</b>



<b>Sección</b>	<b>Página</b>
5.1 Composición química	52
5.1.1 Contenido de macrominerales	59
5.1.2 Contenido de microminerales	63
5.2 Producción de gas <i>in vitro</i>	66
5.2.1 Parámetros de producción de gas <i>in vitro</i>	66
5.2.2 Efecto del PEG sobre los parámetros de producción de gas <i>in vitro</i>	71
5.2.3 Energía metabolizable	76
5.2.4 Efecto del PEG sobre la concentración de energía metabolizable	80
5.2.5 Concentración de AGV	85
5.2.6 Efecto del PEG sobre la producción de AGV	90
5.3 Digestibilidad verdadera <i>in vitro</i> de MS y MO	100
5.4 Degradabilidad <i>in situ</i>	102
5.4.1 Degradabilidad efectiva de la MS	102
5.4.2 Degradabilidad de la PC	105
5.5 Proteína sobrepasante, microbiana y metabolizable	111
6 CONCLUSIONES	113
7 LITERATURA CITADA	115

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla</b>		<b>Página</b>
1	Ubicación geográfica en el estado de Durango, México de los sitios de colecta de cada una de las especies	44
2	Composición química de 29 especies nativas de la flora del norte de México y que son consumidas por cabras en pastoreo	56
3	Composición química de 29 especies nativas de la flora del norte de México y que son consumidas por cabras en pastoreo	58
4	Contenido de macrominerales ( $\text{g kg}^{-1}$ base seca) en especies nativas	62
5	Contenido de microminerales ( $\text{mg kg}^{-1}$ base seca) en especies nativas	64
6	Parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo	68
7	Correlaciones ( $r$ ) entre los parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> y la composición química de 29 especies nativas	70
8	Parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> con y sin PEG 6000 en especies nativas	72
9	Parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> con y sin PEG 6000 especies nativas	75
10	Correlaciones ( $r$ ) entre los parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> adicionando PEG y la composición química de 29 especies nativas	77
11	Producción de gas <i>in vitro</i> a 24 h, extracto etéreo y energía metabolizable de 29 especies nativas	79
12	Contenido de energía metabolizable con y sin PEG 6000	82
13	Correlaciones ( $r$ ) entre la energía metabolizable y la composición química de 29 especies nativas	84

<b>Tabla</b>	<b>Página</b>
14 Concentración de los ácidos grasos volátiles acético, propiónico, butírico e isobutírico <i>in vitro</i> de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo	86
15 Concentración de ácidos grasos volátiles isovalérico, valérico, totales y la relación acético:propiónico <i>in vitro</i> de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo.	87
16 Correlaciones (r) entre parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> y concentración de ácidos grasos volátiles (AGV) de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo	91
17 Concentración de AGV acético y propiónico <i>in vitro</i> (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas	92
18 Concentración de AGV butírico e isobutírico <i>in vitro</i> (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas	94
19 Concentración de AGV isovalérico y valérico <i>in vitro</i> (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas	96
20 Concentración de AGV total y relación acético:propiónico <i>in vitro</i> (mM) con y sin PEG 6000	97
21 Correlaciones (r) entre parámetros de producción de gas <i>in vitro</i> y concentración de ácidos grasos volátiles (AGV) adicionando PEG a 29 especies vegetales	99
22 Digestibilidad verdadera <i>in vitro</i> de la materia seca (DIVMS) y la materia orgánica (DIVMO) de especies nativas	101
23 Características de la degradabilidad <i>in situ</i> de la materia seca de las especies nativas	104
24 Correlaciones (r) entre la composición química y la degradabilidad efectiva de la materia seca de 29 especies vegetales consumidas por cabras en pastoreo	106
25 Degradabilidad de proteína cruda <i>in situ</i> de especies vegetales consumidas por cabras en pastoreo	107

<b>Tabla</b>		<b>Página</b>
26	Correlaciones (r) entre la composición química y la degradabilidad efectiva de la proteína cruda de 28 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo	110
27	Proteína sobrepasante, microbiana y metabolizable en especies nativas consumidas por cabras en pastoreo	112

## ABREVIATURAS

Ácidos grasos volátiles	AGV
Degradabilidad efectiva de la materia seca	DEMS
Degradabilidad efectiva de la proteína cruda	DEPC
Energía bruta	EB
Energía digestible	ED
Energía metabolizable	EM
Extracto etéreo	EE
Fibra detergente ácido	FDA
Fibra detergente neutro	FDN
Materia orgánica	MO
Materia seca	MS
Polietilen glicol	PEG
Proteína cruda	PC
Proteína metabolizable	PME
Proteína microbial	PMI
Proteína sobrepasante	PS
Taninos condensados	TC

## Editorial Office of Czech Journal of Animal Sciences



Institute of Agricultural Economics and Information

Slezská 7 ♦ 120 56 Praha 2 ♦ Czech Republic

Tel.: + 420 227 010 419 ♦ Fax: + 420 227 010 116 ♦ E-mail: [cernikova.vera@uzei.cz](mailto:cernikova.vera@uzei.cz)

Professor Roque G. Ramírez Lozano, Ph.D.  
Fac. de Ciencias Biológicas, Alimentos, Universidad Autónoma de Nuevo León  
Pedro de Alba y Manuel Barragán SN, Cd. Universitaria,  
San Nicolás de los Garza, N.L., C.P. 66450,  
Mexico

Prague 28/11/2008

Dear Professor,

your paper **2008-116** R.G. Ramírez, H. González Rodríguez, R. Morales-Rodríguez, A. Cerrillo-Soto, A. Juárez-Reyes, G.J. García-Dessommes, M. Guerrero-Cervantes: Chemical composition and dry matter digestion of native grasses has been accepted for publishing in Czech Journal of Animal Science in next months.

Sincerely yours,

Yours faithfully,

Bc. Věra Černíková

## 1. RESUMEN

Con el objetivo de evaluar su valor nutritivo, se colectaron los siguientes grupos de plantas nativas: arbóreas (2), arbustivas (12), hierbas (4), cactáceas (3), flores, frutos y vainas (8). Todas las plantas son consumidas por cabras en pastoreo. Las colectas se realizaron en la región norte del Estado de Durango, México. A cada especie se le determinó su composición química, grado de fermentación ruminal usando la técnica de producción de gas *in vitro* con y sin polietilen glicol y la digestibilidad *in situ* de la MS, PC y FDN. El contenido (%MS) de CE (4.0-32), PC (3.9-18.6), FDN (18.7-65.1), FDA (10.6-42.3), lignina (1.1-14.5) y TC (0.1-9.1), vario significativamente entre especies. El contenido de Ca, Mg y Fe permitiría satisfacer los requerimientos de cabras adultas en pastoreo, mientras que el P, K y Mn serían adecuados en el 90% de las plantas. El 59% de las plantas fue deficiente en Na, Cu y Zn. Se registraron variaciones importantes en los parámetros de producción de gas, EM y concentraciones de AGV. Solo el 28% de las plantas podría cubrir los requerimientos de EM de las cabras adultas en pastoreo. Se registró un efecto positivo del PEG sobre los parámetros de producción de gas *in vitro* en las arbóreas. Los parámetros de fermentación (*b* y *c*) y la concentración de AGV se relacionaron negativamente con la FDN, FDA y lignina, lo cual podría explicar el efecto negativo que ejercen los compuestos de la pared celular sobre la producción de gas *in vitro*. Se registró una correlación positiva entre la producción de gas a 24 h y la concentración de AGV totales, lo que pudiera indicar que la producción de gas es un reflejo de la generación de AGV. La digestibilidad verdadera *in vitro* de la MS y MO

varió de 43 a 94% y de 41 a 94%, respectivamente. La degradabilidad *in situ* de la MS y la PC fueron superiores a 55% en todas las especies. De acuerdo con el sistema Francés PDI, el 76% de las especies cubriría las necesidades de cabras adultas en mantenimiento con actividad media (5.0% MS). Se concluye que los valores de producción de gas *in vitro*, contenido mineral, digestibilidad *in vitro* de la MS y la MO, degradabilidad *in situ* de la proteína y proteína metabolizable, respaldan la importancia nutricional de especies arbustivas, cactáceas, hierbas y frutos para cabras en pastoreo en la región semiárida del norte de México. No obstante, podría requerirse un programa de suplementación con proteína degradable cuando las cabras consumen, arbóreas, cactáceas, frutos y vainas; y energía fermentable en las épocas en que se consumen hierbas. Asimismo, se debería suplementar las dietas con P cuando los animales consumen cactáceas, con Mn, cuando consumen flores y vainas, y con Na, Cu y Zn, cuando consumen cualquiera de los grupos vegetativos estudiados.



## ABSTRACT

With the objective to evaluate their nutritional value, there were collected the following groups of native plantas: trees (2), shrubs (12), forbs (4), cacti (3), flowers, fruits and pods (8). All plants are consumed by range goats. Collections were carried out at the north region of Durango State, Mexico. The chemical composition was determined in each plant type; in addition, the extent and degree of ruminal fermentation, using the *in vitro* gas production technique with or whitout polietilene glycol and the *in situ* digestibility of dry matter, crude protein and neutral detergent fiber were also determined. Species varied in their contents (%DM) of ash (4.0-32), CP (3.9-18.6), NDF (18.7-65.1), ADF (10.6-42.3), lignin (1.1-14.5) and CT (0.1-9.1). Levels of Ca, Mg and Fe in species may be adequate to meet goats requirements, while P, K and Mn could be adequate in 90% of the plants; 59% of the plants were deficient in Na, Cu and Zn. A wide variability in *in vitro* gas production parameters, ME and VFA concentration was also recorded. Only 28% of the studied species would satisfy ME goats requirements. A positive effect of PEG on *in vitro* gas production was evident in tree and shrub species. *In vitro* fermentation parameters (*b* and *c*) and the concentration of VFA were negatively correlated with NDF, ADF and lignin, which might explain the detrimental effect of cell wall compounds on *in vitro* gas production. A positive correlation between gas production at 24h and the concentration of total VFA production was registered. *In vitro* true digestibility of DM and OM ranged from 43 to 94% and 41 to 94, respectively. The *in situ* degradability of DM and CP were superior to 55% in all species. According to the French IDP system, 76% of the species would meet the MP maintenance requirement

(5% DM) of an adult grazing goat. It is concluded that values from the *in vitro* gas production parameters, mineral content, *in vitro* DM digestibility, *in vitro* OM digestibility, *in situ* CP degradability and metabolizable protein, support the nutritional relevance of shrubs, cacti , forbs and pods for grazing goats in the semiarid regions of North Mexico. Nonetheless, supplementation program might be required to provide with degradable protein to the goats when consuming shrubs, trees, cacti and fruits and pods. Similarly, fermentable energy would be advised in periods when goats are to consume forbs. Goats consuming cacti might require as well P supplementation; whereas, Mn ought to be offered when the animals select fruits and pods. Meanwhile, Na, Cu and Zn supplementation is necessary all year around.

## 2. INTRODUCCIÓN

Arbustos, árboles pequeños, pastos y hierbas son componentes importantes de la vegetación nativa de los matorrales del norte México. Las especies presentes y su densidad varían ampliamente influenciadas por el clima, suelo y precipitación. Existen muchas características agronómicas deseables de estas plantas que son potencialmente relevantes para la alimentación animal como lo son: fácil establecimiento, competitividad contra las malas hierbas, permanencia altamente productiva aun cortándola o con el pastoreo y/o ramoneo, adaptable al clima particular y a condiciones edafológicas y del medio ambiente, no requieran fertilizante, resistente a plagas y enfermedades locales, adecuada producción de semilla o ser confiable en su propagación vegetativa y tener un buen valor nutritivo y aceptabilidad por los animales. Sin embargo, se ha encontrado extrema variabilidad en los valores nutritivos debido a la amplia diversidad inherente de su composición química entre e intra especies, por las diferencias en las partes de la planta, edad del tejido, tipos de suelos y el clima. Por otra parte, el valor nutritivo de los forrajes está en función de su digestibilidad y presencia de toxinas o factores antinutritivos. Aun cuando el forraje de árboles y arbustos nativos esté disponible y pueda servir de alimento de alto valor nutricional, especialmente durante la sequía o el invierno, éstas plantas son poco utilizadas en muchos países del mundo. Esto pudiera estar relacionado por la ignorancia del potencial alimenticio de las plantas.

## **JUSTIFICACIÓN**

Eso de la vegetación nativa como fuente de proteína, vitaminas y minerales, puede ser una alternativa innovadora que quizás no se le ha dado adecuada atención en la investigación de desarrollo. Por su alto valor nutritivo (proteína, vitaminas y minerales) y bajo costo, esta alternativa, tiene un tremendo potencial para su aplicación en rumiantes, especialmente donde los animales son abundantes y se manejan bajo sistemas extensivos. Al parecer, el negativo efecto de los fenoles solubles y taninos condensados, contenidos en el forraje de algunos árboles y arbustos, puede ser disminuido sí el forraje es consumido por los rumiantes en bajas cantidades y mezclados con pastos y hierbas.

## **2.1 HIPÓTESIS**

Existen diferencias en el valor nutritivo en los distintos grupos de plantas forrajeras nativas, consumidas por las cabras en el Norte de México

## **2.2. OBJETIVOS**

### **2.2.1 Objetivo general**

Determinar el valor nutritivo de las especies forrajeras nativas de la región semiárida del Estado de Durango, consumidos por el ganado caprino en pastoreo.

### **2.2.2. Objetivos particulares**

**2.2.2.1** Determinar la composición química de las principales forrajeras nativas de la dieta de cabras en pastoreo.

**2.2.2.2** Estimar el grado de digestión ruminal de los nutrientes contenidos en el forraje de las plantas por medio de las técnicas de producción de gas *in vitro*, degradabilidad *in situ* y digestibilidad *in vitro*.

**2.2.2.3** Establecer el perfil mineral de las especies para identificar posibles deficiencias y proponer planes de suplementación.

**2.2.2.4** Calcular la correlación entre el valor nutritivo y la digestibilidad de la materia seca y orgánica de las plantas.

### 3. ANTECEDENTES

#### 3.1 Consideraciones generales

Las cabras proveen de alimento y de fibra a muchas personas del mundo, así como un beneficio de impacto social y económico (Goestch y Sahlu, 2004). Su capacidad para sobrevivir en sistemas extensivos los cuales se caracterizan por ser agostaderos deteriorados, se relaciona ampliamente con el ramoneo de follaje de arbustos y árboles (Landau *et al.*, 2000). En las regiones semiáridas del Norte de México, el consumo de follaje proveniente de árboles, arbustos, cactus y hierbas, por cabras en pastoreo, ofrece una importante contribución de proteína, energía y minerales para satisfacer los requerimientos de estos animales (Ramírez *et al.*, 1990). Esto es particularmente importante en las áreas donde la disponibilidad y calidad de alimento son muy limitadas durante la estación seca (Papachristou y Nastis, 1993). De lo anterior resulta que la disponibilidad de nutrientes de los forrajes seleccionados por las cabras en pastoreo, fluctúa dramáticamente a través del año (Juárez *et al.*, 2004). En México, más de 320,000 familias rurales están relacionadas con la producción de las cabras y tienen hatos de menos de 50 cabezas en promedio (FIRA, 1999). El sistema extensivo en los agostaderos del Norte de México, representa un importante potencial para la producción de carne. De acuerdo con la FAO (2004), México produce 41,992 toneladas anuales de carne de cabra, de las cuales, el 45.3 % se produce en las regiones áridas y semiáridas del país (FIRA, 1999). En Durango, la producción de caprinos es una actividad

económica importante. En los agostaderos de la entidad, la producción de carne de cabra representa 3.7% de la producción nacional, ocupando el onceavo lugar en el país. La producción de leche de esta especie es de 28;372,000 de litros anuales, la cual representa 19.4% del total de la producción anual, y en este rubro ocupa el segundo lugar de los estados productores de leche de cabra. De acuerdo con estas cifras, el estado de Durango se sitúa en los primeros lugares en la generación de productos procedentes de ganado caprino (INEGI, 2004). La mayor parte de los productores no cuentan con suficiente capital para proporcionar a su ganado una alimentación en pesebre, razón por la cual las explotaciones son de tipo extensivo. Lo anterior hace necesario desarrollar estrategias para evaluar el valor nutritivo del forraje seleccionado por los animales en pastoreo, lo cual puede permitir el establecimiento de prácticas de manejo para mejorar la producción animal (Yiakoulaki y Nastis, 1995).

### **3.2 Importancia de las plantas nativas en la dieta de los caprinos**

En los agostaderos, las especies arbóreas y arbustivas presentes, juegan un papel importante, y son esenciales en la dieta de las cabras en las áreas en las cuales la sequía es prolongada (Perevolotsky *et al.*, 1993). El valor nutritivo del follaje de arbustos y árboles se relaciona especialmente con el suministro de proteína, energía, minerales y vitaminas para satisfacer los requerimientos nutricionales de los caprinos (Ramírez *et al.*, 1990). Nastis y Malechek (1981) determinaron que las cabras pueden utilizar cantidades substanciales de *Quercus* (encinos) sin sufrir efectos nutricionales adversos; estos autores mencionan que las ramas maduras pueden ser consumidas en proporciones



moderadamente altas (50-70%) contribuyendo de esta manera a los requerimientos de proteína digestible y EM para propósitos productivos.

Por su parte, Ramírez y Ledezma (1997) reportaron que las hojas de arbustos como *Acacia rigidula* y *Acacia farnesiana* son consumidos por el ganado y el venado cola blanca en el noreste de México y representan un suplemento económico para las cabras, ya que la utilización de nitrógeno y el consumo de MS es similar cuando se adiciona a la dieta heno de alfalfa o especies nativas como el huisache (*Acacia farnesiana*). Degen *et al.* (1997) mencionan que las especies del género *Acacia* son una fuente de follaje atractiva debido a la tolerancia a la sequía, la habilidad de desarrollo en el suelo pobre, producen buena biomasa y un elevado contenido de proteína. De la misma manera, las especies del género *Opuntia* son en extremo tolerantes a las altas temperaturas y a la falta de lluvia, característica de las zonas áridas y semiáridas de nuestro país. Sánchez (2000) menciona que el nopal (*Opuntia spp.*) es un forraje interesante porque transforma el agua y carbohidratos solubles en ED, con mucha más eficiencia que los pastos y leguminosas; además, responde bien a la fertilización, tolera una poda intensa y se puede suministrar al ganado como forraje fresco o ensilado; además, considera que el nopal maduro, puede producir hasta 100 toneladas de cladiodos de cactus al año en superficies que reciben tan poco como 150 mm anuales de lluvia. En regiones semiáridas del noreste de México, donde existen nopales, los cladiodos tiernos son consumidos en forma directa por el ganado, y cuando existe sequía y las fuentes de forrajes de gramíneas, herbáceas y arbustivas se agotan, los nopales constituyen una parte importante de la dieta de sostenimiento de los hatos ganaderos de esta región (Ramírez *et al.*, 2000a). Asimismo se advierte que el nopal no proporciona

una nutrición completa, por lo que debe suministrarse con otros alimentos fibrosos y complementarse con nitrógeno (Sánchez, 2000).

Por otra parte, el consumo de hierbas es importante durante la época de lluvias, en un estudio realizado por Pappachristou y Nastis (1993), para evaluar el valor nutritivo de arbustivas, utilizando diferentes proporciones de arbustos y hierbas, mencionan que estas especies se pueden complementar para proporcionar una alimentación balanceada a las cabras. Las hierbas pueden constituir hasta 30% de la dieta de las cabras, ya que este ganado tiende a seleccionar alimentos que contienen un alto contenido de FDN y lignina, en contraste con los borregos que consumen más hierbas que hojas de arbustos en sus dietas (Pappachristou, 1997).

Desafortunadamente es escasa la información que se ha generado para conocer el valor nutritivo de las flores, frutos y vainas que consumen los caprinos en pastoreo. En algunas regiones de Brasil, las vainas de *Prosopis* se recolectan al caerse de los árboles, se secan y posteriormente se proporcionan como suplemento alimenticio al ganado (Riveros, 1992). Sin embargo, algunos de estos vegetales poseen factores antinutricionales tales como compuestos fenólicos (taninos hidrolizables y condensados), los cuales forman compuestos complejos con la proteína, reduciendo su digestibilidad y el consumo de forraje. Algunas especies como *Acacia salina* y *Acacia salisina* no deben proporcionarse como única fuente de alimento, debido a su alto contenido en taninos (Topps, 1992), los cuales generalmente reducen el consumo voluntario, la digestibilidad de los alimentos y las tasas de crecimiento en rumiantes (Degen *et al.*, 1997; Min *et al.*, 2003).

### 3.3 Estructura química de los taninos

Los taninos son compuestos polifenólicos, con peso molecular entre 500 y 3000, capaces de precipitar los alcaloides y las proteínas (Jansman, 1993). Estos compuestos son capaces de formar enlaces con otras moléculas; contienen un gran número de grupos hidroxilo, entre otros grupos funcionales, siendo, por tanto, capaces de unirse a proteínas y a otras macromoléculas (Chung, 1998). Los taninos se dividen en hidrolizables y condensados. Los hidrolizables tienen un carbohidrato central cuyos grupos hidroxilo se esterifican para formar ácidos carboxílicos fenólicos como los ácidos galico, elágico y hexahidroxidifenico. En cambio los taninos condensados son producto polimerizados de flavan-3-ol (catequinas) y flavan-3, 4-diol o mezclas de estos. También se les conoce como proantocianidinas (Jansman, 1993). Tienen como núcleo central un alcohol polihídrico y grupos hidroxilo que se encuentran esterificados parcial o completamente con el ácido gálico o bien con el ácido hexahidroxidifenico, formando los galotaninos y elagitaninos.

La unión entre proteínas y taninos se realiza mediante puentes de hidrógeno entre los grupos hidroxilos de los taninos y los grupos carboxilos de los enlaces peptídicos de las proteínas, presentando los taninos una alta afinidad por las proteínas ricas en prolina (Hagerman y Butler, 1980). Estos compuestos químicos son un grupo complejo de metabolitos de las plantas, solubles en soluciones polares; se distinguen de otros compuestos polifenólicos por su habilidad para precipitar las proteínas (Silanikove *et al.*, 2001), por ser tóxicos y causar efectos antinutricionales (McSweeney *et al.*, 2001) cuando los animales consumen el follaje de árboles y arbustivas, particularmente en las regiones áridas y semiáridas (Kumar y Vaithyanathan, 1990).

### **3.3.1 Concentración y función de los taninos en las plantas**

El contenido de taninos en árboles y arbustivas puede oscilar entre 1.5 y 30% de la materia seca de los forrajes (Leinmüller y Menke, 1990). Se encuentran en aproximadamente 80% de las especies leñosas y en 15% de las hierbas, tanto en el follaje como en los frutos (Bryant *et al.*, 1992). Los taninos protegen a las plantas del consumo por los herbívoros y, adicionalmente, desempeñan funciones antimicrobianas y antimicóticas, defendiendo a las plantas de la invasión por microorganismos patógenos. Se considera que los taninos inhiben la digestión de la proteína al formar complejos con ellas, complejos que inhiben las enzimas proteolíticas ruminales y reducen su valor nutricional (Feeny y Bostock, 1968). Las plantas con alto contenido de taninos, son menos palatables; esto se atribuye al efecto astringente causado por la precipitación de las mucoproteínas de la saliva, reduciendo la característica de lubricación, dando una sensación de resequead y afectando la capacidad de tragar el alimento (Mole, 1989).

### **3.3.2 Efecto antinutricional de los taninos**

Se sabe que la concentración de taninos en los forrajes aumenta en la época de sequía (Cabiddu *et al.*, 2000), y que es más alta en hojas jóvenes que en hojas maduras (Makkar y Singh, 1991). Las cabras seleccionan las plantas o las partes de las plantas, como los rebrotes, los cuales tienen mayor proporción de proteína aunque la mayor proporción de taninos se encuentra concentrada en estas partes de la planta (Kababya *et al.*, 1998). Se ha demostrado la habilidad de los taninos para formar complejos con uniones químicas muy fuertes con las proteínas, lo cual causa un efecto negativo sobre la utilización de los nutrientes en los herbívoros (Silanikove *et al.*, 1994). La formación de

complejos tanino-proteína, depende de las características tanto de los taninos como de la proteína, principalmente el peso molecular, la estructura, punto isoeléctrico y la compatibilidad en los sitios de enlace (Silanikove *et al.*, 2001). Además de reducir el consumo voluntario y la digestibilidad, los taninos afectan la absorción de los minerales, causan toxicidad y reducen la productividad de los animales que los consumen (Kumar y Vaithyanathan, 1990). La disminución en el consumo de arbustos con un contenido alto de taninos, no solo se atribuye a los efectos negativos sobre la digestión, sino también a un posible efecto desconocido que pudieran ejercer los taninos sobre la post-digestión, probablemente en el tracto digestivo distal (Silanikove *et al.*, 1996).

### **3.4 Minerales**

En condiciones de pastoreo, es difícil que los forrajes puedan satisfacer los requerimientos en minerales de los animales (McDowell, 2003). La vegetación nativa (follaje de arbustos, árboles, hierbas y gramíneas) que consumen los caprinos en agostadero, son deficientes en minerales (Moya-Rodríguez *et al.*, 2002). Las deficiencias de minerales y vitaminas, conjuntamente con el bajo contenido de proteína y el bajo consumo de energía, limitan de manera importante la producción animal (McDowell *et al.*, 2005). Los animales en agostadero obtienen del forraje que consumen, una variedad de nutrientes minerales, por lo que el contenido de éstos en las plantas y el de sus semillas, son los factores que determinan el consumo de minerales por el ganado. En este sentido, pueden requerir de suplementación de minerales esenciales, especialmente durante la época de secas (Ramírez, 2002). Ramírez-Orduña *et al.* (2005) evaluaron la concentración de minerales de algunas arbustivas nativas de Baja California

Sur, las cuales son consumidas por las cabras en la región árida; asimismo, mencionan que las concentraciones de Ca, Mg, K, Na, Mn y Fe satisfacen los requerimientos nutricionales para cabras en pastoreo; sin embargo, es necesario suplementar con P, Cu y Zn durante todo el año, ya que estos elementos no se encuentran en las cantidades necesarias para satisfacer las demandas alimenticias del ganado. Asimismo, estos autores mencionan que la concentración mineral de las plantas es afectada por las condiciones climáticas.

#### **3.4.1 Fuentes de minerales**

El ganado obtiene una proporción importante de minerales del forraje que consume; sin embargo, el agua y el suelo son fuentes importantes de minerales para los animales. Se ha demostrado que existen cantidades variables de todos los minerales esenciales en muestras de agua de la superficie y del subsuelo (McDowell, 2003). En este último caso, se considera que el suelo influye en la nutrición animal solo a través de la cantidad y calidad del forraje que produce; sin embargo, se debe considerar que la ingesta de tierra supone un efecto directo suelo-animal y puede contribuir con una parte importante de minerales en la dieta.

#### **3.4.2 Funciones de los minerales**

Dentro de las funciones en las que se involucran los minerales se encuentran: a) como componentes estructurales de órganos y tejidos; tal es el caso del Ca y F en huesos y dientes, el P y S en las proteínas del músculo; b) su presencia en los fluidos corporales

y tejidos, como electrolitos implicados en el mantenimiento de la presión osmótica, en el balance ácido-base, en el fluido cerebro espinal, en el jugo gástrico, son solo algunos ejemplos; c) como agentes catalíticos en sistemas enzimáticos y hormonales; d) como reguladores en compuestos como DNA y RNA dependiendo de sus estructuras y actividades (Colin, 2003).

### **3.4.3 Factores que afectan la disponibilidad de los minerales en las plantas**

Las plantas se ven afectadas en su contenido mineral por una gran variedad de factores, como lo son la especie de planta, el tipo de suelo sobre la cual se desarrolla, el clima, el estado fenológico y el manejo del pastizal (McDowell, 2003). Los suelos del noreste de México, contienen altos niveles de carbonato de calcio, lo que induce un pH alto, pero son bajos en MO, en N y P; son ricos en K, Ca, Mg y Na. Otros elementos que se encuentran muy bajos aparte del P, son el Fe, Zn, Cu y Mn; por esta razón, los bajos niveles pueden repercutir en la concentración de dichos nutrientes en el tejido vegetal (Olivares y Gutiérrez, 2003). La concentración mineral de las plantas puede ser afectada por las condiciones climáticas, lo mismo que la etapa fenológica de las plantas. Se considera que las plantas jóvenes tienen mayores contenidos de N, P y K, mientras que en las plantas maduras se observan las concentraciones mayores de Ca, Mn, Fe y B (Ramírez-Orduña *et al.*, 2005). En el agua, los minerales más comunes son: Na, Ca, Mn, S y Cl (Olivares y Gutiérrez, 2003). Cuando un mineral es ingerido, una parte se absorbe, se transporta a su sitio de acción y se convierte en una forma fisiológicamente activa, esta proporción del elemento se denomina biodisponible (O'Dell, 1984). Algunos procedimientos (degradabilidad *in situ*) han permitido demostrar que existen varias

fracciones de los minerales: una muy soluble y rápidamente liberada, otra que se libera lentamente durante un periodo variable de horas, al mismo tiempo que se degrada la pared celular y/o la proteína del forraje y, finalmente, una fracción que no se libera (Emanuele y Straples, 1990; Emanuele *et al.*, 1991). Las deficiencias de minerales en los animales, pueden originar desbalances metabólicos que solo se pueden corregir con una buena suplementación. Los minerales se clasifican en macrominerales o elementos mayores, los cuales se necesitan en grandes cantidades y los microminerales que se requieren en cantidades pequeñas, también llamados elementos traza (McDonald *et al.*, 1993).

### **3.4.4 Macrominerales**

#### **3.4.4.1 Calcio**

Es el mineral más abundante del organismo animal (1 a 2%). Se caracteriza por ser un elemento blando, del cual el 98% funciona como componente estructural de huesos y dientes; el resto, se encuentra en el fluido extracelular y dentro de las células (Ammerman y Goodrich, 1983). En los huesos se encuentra en una proporción de 2:1 con el P (Church *et al.*, 2006). La función mas obvia del Ca es como componente estructural del esqueleto; asimismo, el Ca controla la excitabilidad de los nervios y los músculos, además es necesario para la coagulación normal de la sangre. La vías principales de excreción de Ca son las heces y la orina, sin dejar de mencionar la perdida a través del sudor, solo que tiene poca importancia en algunas especies (Church *et al.*, 2006). Los requerimientos de Ca en rumiantes varía de 1.3 a 7.7 g/kg MS en la dieta, dependiendo del estado fisiológico y especie animal de la que se trate (Ramírez-



Lozano, 2003). La deficiencia de Ca se manifiesta en el esqueleto como raquitismo, asimismo, disminuye el apetito y los animales con este déficit manifiestan rechino de dientes (Kawas, 2003). Cuando existe deficiencia de Ca y exceso de P, se producen anormalidades en los huesos y una deficiencia grave de este mineral puede producir hipocalcemia, lo que resulta en tetania y convulsiones.

#### **3.4.4.2 Fósforo**

Este mineral está ligado con el Ca en los huesos en donde se localiza el 70% de este mineral. Es un componente de los fosfolípidos, que desempeñan un papel importante en el transporte y metabolismo de lípidos, y en la estructura de todas las membranas celulares. Interviene en el metabolismo energético como componente del adenosin monofostato, ADP y ATP. Asimismo, el P es un componente del RNA y el DNA en forma de fosfato y forma parte de varios sistemas enzimáticos (Church *et al.*, 2006). La absorción de P en el tracto gastrointestinal se lleva a cabo por transporte activo y difusión pasiva, mientras que la excreción renal es el principal regulador de su concentración en la sangre (McDonald *et al.*, 1993). Los requerimientos de P en cabras varían de 1.4 a 3.5 g/kg MS (NRC, 1981). Los signos de deficiencia de P en un animal en crecimiento es el raquitismo y apetito excesivo. El P en cantidades altas tiene un efecto laxante, de modo que los excesos en la dieta ocasionan diarrea (Church *et al.*, 2006).

### **3.4.4.3 Magnesio**

Se distribuye en forma muy amplia, y con excepción del Ca y el P se encuentra en el cuerpo en mayor cantidad que cualquier otro mineral. Este mineral se concentra dentro de las células, principalmente las del hígado y músculo esquelético (McDonald *et al.*, 1993). El Mg es necesario para el desarrollo normal del esqueleto como un constituyente del hueso; las mitocondrias del músculo cardíaco y probablemente las de otros tejidos lo necesitan para efectuar la fosforilación oxidativa. El Mg se requiere para la activación de las enzimas que rompen y transfieren fosfatasas y las enzimas que participan en las reacciones en las que interfiere el ATP. Los requerimientos de los animales varían de 0.8 a 2.5 g/kg MS consumida en cabras adultas (NRC, 1981). La intoxicación por Mg en los animales incluye la baja ingesta de alimento, diarrea, pérdida de reflejos y restricción cardiorrespiratoria (Church *et al.*, 2006).

### **3.4.4.4 Potasio**

El K es un electrolito importante en el manteniendo de la presión osmótica de los líquidos extracelulares e intracelulares, así como en el mantenimientos del balance ácido-base del organismo, función que realiza conjuntamente con el Na y Cl. El K se localiza en su mayor parte dentro de las células y por medio de un sistema que requiere energía relacionado con el movimiento de Na; el K obra para mantener el equilibrio ácido básico del cuerpo; es necesario en las reacciones enzimáticas que incluyen fosforilación de la creatina y se requiere para la actividad de la piruvato cinasa (Church *et al.*, 2006). También facilita la captación de los aminoácidos neutros por las células y afecta el metabolismo de los carbohidratos al afectar la entrada de glucosa a las células.

Adicionalmente, es necesario para la síntesis protéica tisular normal de los animales con carencia de proteína. Su absorción se realiza en el intestino delgado y grueso (McDonald *et al.*, 1993). Los requerimientos de K en cabras adultas varían de 1.8 a 2.5 g/kg MS. La deficiencia de K son retardo del crecimiento, marcha vacilante, debilidad muscular generalizada, pica y enflaquecimiento, síntomas que son seguidos de la muerte (Church *et al.*, 2006).

#### **3.4.4.5 Sodio**

Se encuentra predominantemente en el líquido extracelular y menos del 10% se encuentra dentro de la célula, especialmente en los tejidos blandos y líquidos orgánicos (McDonald *et al.*, 1993). Es un mineral importante ya que participa en la transmisión de los impulsos nerviosos y en la absorción de los azúcares y aminoácidos en el aparato digestivo. Los requerimientos recomendados por la NRC (1981) son de 0.7 g/kg MS consumida. Los principales signos de deficiencia de Na son la disminución en la tasa de crecimiento, languidez, pelo reseco y baja producción (Kawas, 2003).

#### **3.4.5 Microminerales**

##### **3.4.5.1 Cobre**

El hígado, el cerebro, los riñones, el corazón, la porción pigmentada del ojo y el pelo o lana contienen concentraciones altas de Cu y los animales jóvenes tienen mayores concentraciones en sus tejidos que los adultos. Es necesario para el funcionamiento de enzimas que se asocian con el metabolismo del Fe, así como para la formación de

elastina y colágeno, para la producción de melanina y para la integridad del sistema nervioso central. El Cu se requiere para la formación normal de los huesos, ya que promueve la integridad estructural del colágeno del hueso y para la formación normal de elastina en la aorta y el resto del aparato cardiovascular. Asimismo, se requiere para la mielinización normal de las células del cerebro y la medula espinal como componente de la enzima citocromoxidasa, que es esencial para la formación de la mielina (Church *et al.*, 2006). Este mineral es indispensable para la pigmentación normal del pelo o lana (Miller *et al.*, 1993). La deficiencia de este ocasiona que el pelo o lana de los animales no se desarrolle en forma normal, produciendo alopecia y crecimiento lento de las fibras, así como anemia y debilidad de huesos (Kawas, 2003). Un problema que tiene sus raíces en la deficiencia de Cu es la falta de coordinación y la ataxia en las crías, debido a la degeneración y falta de mielinización de las células nerviosas del cerebro y la medula espinal (Church *et al.*, 2006).

#### **3.4.5.2 Zinc**

Se distribuye en los tejidos corporales, pero principalmente en el hígado y huesos (McDonald, 1993). El Zn es un constituyente de numerosas metaloenzimas, entre otras la anhidrasa carbónica, las carboxipeptidasas A y B, deshidrogenasas, la fosfatasa alcalina, la ribonucleasa y la DNA polimerasa. El Zn activa algunas enzimas e interviene en la configuración del DNA y el RNA. Este mineral también es necesario para la síntesis y metabolismo normales de las proteínas, además de que es un componente de la insulina y, de esta manera, interviene en el metabolismo de los carbohidratos (Church *et al.*, 2006). La absorción del Zn en el conducto gastrointestinal tiene lugar en el intestino

delgado. Los animales con deficiencia de este mineral presentan retraso en el crecimiento, anorexia, disminución de la actividad plasmática de la fosfatasa alcalina y disminución en la concentración plasmática del zinc. Los requerimientos de las cabras adultas son de 40 a 50 mg/kg MS consumida (Kessler, 1991).

### **3.4.5.3 Hierro**

Este mineral se encuentra en 60-70% en la hemoglobina de las células rojas de la sangre y en la mioglobina del músculo, 20% se almacena en el hígado, el bazo, y otros tejidos y esta disponible para la formación de hemoglobina. El 10-20% restante se fija en el tejido como componente de la miosina muscular y actomiosina muscular y como constituyente de enzimas asociado con metaloenzimas. Se absorbe en el duodeno, se almacena en el interior de las células del hígado, el bazo, la médula ósea y otros tejidos en forma de ferritina y hemosiderina en cantidades aproximadamente iguales. El signo más frecuente de deficiencia es la anemia (McDonald *et al.*, 1993). Los requerimientos para rumiantes adultos varían de 30 a 50 mg kg<sup>-1</sup> (McDowell *et al.*, 2005).

### **3.4.5.4 Cobalto**

La necesidad de Co en los animales se refiere a su participación como constituyente de la vitamina B<sub>12</sub>. Aunque se distribuye en todo el organismo, en el riñón, hígado y huesos se encuentran las más altas concentraciones (Miller *et al.*, 1993). En los rumiantes, cuando hay una ingestión adecuada de vitamina B<sub>12</sub>, no se produce deficiencia de Co. De manera que los rumiantes con una función ruminal normal, evidentemente no

requieren una cantidad de Co mayor que la necesaria para la síntesis de vitamina B<sub>12</sub> microbiana (Church *et al.*, 2006). Los rumiantes con deficiencias de Co manifiestan pérdida de apetito, disminución de crecimiento o pérdida de peso corporal, seguidos de emaciación, anemia y finalmente la muerte (Kawas, 2003).

#### **3.4.5.5 Manganeso**

El suministro de Mn para el organismo es menor que el la mayor parte de los demás minerales esenciales. Se distribuye ampliamente en el organismo, pero las concentraciones más altas se encuentran en el hueso, riñón, hígado, páncreas y la hipófisis. El Mn actúa como cofactor de un gran número de enzimas o como una parte integral de ciertas metaloenzimas (Miller *et al.*, 1993). El Mn es esencial para la formación normal de hueso (Church *et al.*, 2006) y también se necesita para prevenir la ataxia y la falta de equilibrio en animales recién nacidos. Algunos signos que se han observado en animales con deficiencia de manganeso son cojera, arqueamiento de las piernas y aumento de tamaño de las articulaciones. Los requerimientos de Mn en cabras adultas varía de 20 a 40 mg/kg MS (NRC, 1981).

#### **3.5 Producción de gas *in vitro***

Las determinaciones *in vivo* de la digestión de los alimentos consumidos por rumiantes significan un costo elevado y son laboriosas; por esas razones, es deseable utilizar técnicas simples, reproducibles y económicas (Stern *et al.*, 1997). Las técnicas de laboratorio para la evaluación de los alimentos juegan un papel importante en los

sistemas de producción animal (Krishnamoorthy *et al.*, 2005). La medición de la producción de gas *in vitro* se ha popularizado de manera importante desde la década pasada (Williams, 2000). Esta técnica determina la cinética de fermentación de los alimentos y se ha utilizado para obtener información de pajas de cereales (Blümmel y Orskov, 1993), granos de cereales (Opatpatanakit *et al.*, 1994) y diferentes tipos de alimentos (Blümmel y Becker, 1997; Getachew *et al.*, 2004). Los datos que se obtienen con la técnica de producción de gas *in vitro* se pueden usar en conjunto con otros datos (composición química del substrato o pruebas de digestión *in vitro*), para generar modelos matemáticos que puedan predecir fenómenos relacionados con la función del rumen (Krishnamoorthy *et al.*, 2005). La determinación de la producción de gas *in vitro* es una técnica reproducible que se utilizó, en principio, para determinar la digestibilidad y el valor energético de los alimentos consumidos por los rumiantes (Krishnamoorthy *et al.*, 2005). Actualmente se utiliza para evaluar el contenido de componentes secundarios como lo ha hecho Makkar (2003) y los aspectos que se discuten es sí tienen alguna aplicación con compuestos ruminales bioactivos o sintéticos. El volumen de gas refleja la fermentación microbiana del substrato incubado hasta ácidos grasos volátiles de cadena corta, bióxido de carbono y metano. Esta técnica ha demostrado ser un procedimiento confiable en la evaluación de la calidad nutritiva de los alimentos ya que la producción de gas se relaciona con el consumo voluntario de materia seca (Blümmel y Orskov, 1993; Blümmel y Bullerdieck, 1997) y con la síntesis de proteína microbiana (Krishnamoorthy, 1991). Nsahlai *et al* (1994), realizaron un estudio para conocer si existía alguna correlación entre la producción de gas y la composición química de algunas arbustivas; los resultados de sus trabajos muestran que la producción de gas tiene una correlación negativa con el contenido de lignina, FDN y hemicelulosa. En un

estudio realizado por DePeters *et al* (2003), se utilizó ésta técnica para determinar si existían diferencias entre el grano de maíz procesado (vapor) y el maíz quebrado. Los resultados indican que la producción de gas *in vitro* se puede usar como un componente de los programas de control de calidad, ya que permite que los operadores del molino supervisen el grano que procesan dentro del molino, debido a que esta técnica la pueden usar para determinar los efectos del procesado del grano sobre la tasa de fermentación e identificar las diferencias de la degradabilidad de los granos procesados. Otros autores han utilizado esta técnica para caracterizar la calidad nutritiva de forrajes, pajas de cereales (Blümmel y Becker, 1997), pajas de leguminosas (Fondevila *et al.*, 2002), esquilmos agrícolas (Ly *et al.*, 1997), hojas de árboles y arbustos tropicales (Keir *et al.*, 1997), arbustivas y cactáceas (Cerrillo y Juárez, 2004).

### **3.5.1 Aplicación práctica del PEG**

El PEG es un polímero sintético soluble en agua, el cual contiene moléculas de oxígeno, capaces de formar enlaces muy fuertes con el hidrógeno y los grupos hidroxilo de los polifenóles (Silanikove *et al.*, 2001). El PEG es efectivo para eliminar los factores antinutricionales que se pueden formar entre los taninos y las proteínas de los alimentos, ya que aumenta la producción de gas *in vitro* (Khazaal *et al.*, 1996). La producción de gas *in vitro* de leguminosas y arbustivas, a las cuales se agregó PEG incrementó la producción de gas y la degradabilidad de los sustratos, lo cual sugiere que la presencia de taninos afecta la fermentación ruminal (Baba *et al.*, 2002) y mejora el empleo de la materia orgánica consumida por el ganado (Silanikove *et al.*, 1996).



### **3.5.2 Efecto del PEG sobre la producción de gas *in vitro***

Se ha demostrado que el uso de PEG en combinación con la técnica de producción de gas *in vitro*, permite conocer la relación entre los factores antinutricionales y el valor nutritivo de los alimentos (Khazaal *et al.*, 1996). Bhatta *et al.* (2002) evaluaron el efecto de la adición de PEG-6000 en especies del genero *Prosopis*, sobre el consumo, los parámetros de fermentación y ganancia de peso de cabritos; estos autores encontraron que la adición de PEG-6000 ayuda a eliminar el efecto negativo de los taninos sobre la proteína, mejorando la digestibilidad de estas especies. Asimismo, Titus *et al.* (2001) suplementaron PEG mezclado con pélets de alfalfa en cabras alimentadas con hojas del arbusto chaparro prieto para saber si el PEG afectaba la preferencia de los caprinos por los alimentos con alto contenido de taninos; los resultados obtenidos, indicaron que las cabras suplementadas con PEG consumieron más ramas de crecimiento nuevo (cuyo contenido en taninos es mayor que en ramas de crecimiento viejo), lo cual indica que la suplementación con PEG puede cambiar la preferencia por los alimentos. De la misma manera, Baba *et al.* (2002) mencionan que la adición de PEG a leguminosas y arbustivas incrementa la producción de gas y la degradabilidad. Por su parte, Pinto *et al.* (2002) evaluaron el valor nutritivo de arbustos y sus frutos a los cuales se les agrego PEG y encontraron que la producción de gas aumentó en algunas especies, tanto en las hojas como en los frutos de éstas.

Otros autores han realizado estudios con arbustivas (Getachew *et al.*, 2002) para conocer si existe relación entre la producción de gas *in vitro* y la producción de AGV; los resultados indican que la adición de PEG incrementa la producción de ambas

variables y que existe una relación positiva entre la producción de gas y la producción de AGV.

### **3.5.3 Importancia del perfil de AGV**

La producción de gas *in vitro* permite determinar la concentración de AGV producidos por los microorganismos ruminales durante el proceso de fermentación, principalmente de los carbohidratos de la dieta. Estos ácidos son de primordial importancia en el metabolismo energético del animal (France y Siddons, 1993).

Los AGV son acetato, propionato y butirato; pero también en menor cantidad valerato, caproato, isobutirato, isovalerato, 2-metilbutirato. Trazas de varios ácidos más grandes se generan como productos finales de la fermentación ruminal. Durante el proceso de fermentación, la energía se conserva en la forma de trifosfato de adenosina, energía que se utiliza para el mantenimiento y crecimiento de la población microbiana (Maeng *et al.*, 1997). Para los microbios, los AGV son productos de desecho, pero para el animal hospedador, representan la principal fuente de energía absorbida y para la mayoría de las dietas representan el 80% de la energía que desaparece del rumen (el resto se pierde como calor y metano) y corresponde entre un 50 y 70% de la energía digestible consumida (Annison y Armstrong, 1970; Owens y Goetsch, 1993).

Los carbohidratos de la dieta (celulosa, hemicelulosa, pectina, almidón y carbohidratos solubles) son los principales substratos de la fermentación. Estos compuestos químicos se degradan hasta sus constituyentes hexosas y pentosas antes de ser fermentados a AGV, vía piruvato, casi exclusivamente por la ruta glicolítica de Embden-Meyerhoff (Van Houtert, 1993). El acetyl-CoA es un intermediario en la formación de acetato y butirato mientras que la formación de propionato ocurre principalmente vía succinato en animales alimentados con dietas a base de forrajes,

aunque la ruta alternativa del acrilato también se presenta cuando se administran alimentos concentrados.

Además de los carbohidratos, los lípidos y las proteínas de la dieta también dan origen a AGV en el rumen. La contribución de los lípidos a través del glicerol es muy pequeña ya que estos normalmente representan una pequeña porción de la dieta, mientras que las proteínas pueden ser una fuente significativa de AGV si las dietas contienen un alto contenido de proteína altamente degradable en el rumen. Las proteínas se hidrolizan hasta aminoácidos los cuales son desaminados antes de su conversión a AGV. De particular importancia es la formación de ácido isobutírico, isovalérico y 2-metilbutírico originados de la valina, leucina e isoleucina, respectivamente, ya que estos AGV de cadena ramificada son factores de crecimiento esenciales para ciertas especies bacterianas en el rumen (Cotta y Haspell, 1986). La mayoría de los AGV producidos en el rumen se absorben a través de la pared del rumen, aunque una proporción (10-20%) pasa hacia el omaso y abomaso y son absorbidos en estos órganos. La absorción en la pared del rumen se efectúa por difusión simple de los ácidos no disociados (Dijkstra, 1993).

### **3.5.3.1 Metabolismo de los AGV**

Dentro de los tejidos del animal huésped, el acetato y butirato absorbidos se utilizan, principalmente, como fuente de energía a través de oxidación vía el ciclo del ácido cítrico (Fahey y Berger, 1993). El acetato es el substrato principal para la lipogénesis, aunque una pequeña cantidad que se absorbe a través de la pared del rumen

se convierte en cuerpos cetónicos. Este compuesto se transporta intacto por la circulación portal hacia el hígado. La reacción inicial en el metabolismo del acetato es su conversión a acetyl-CoA en el citoplasma, vía la sintetasa acetyl-CoA, una enzima que está distribuida ampliamente en los tejidos animales. Aproximadamente, 80% del acetato que llega al hígado escapa de la oxidación y pasa a la circulación periférica donde se oxida vía el ciclo tricarboxílico o utilizado para la síntesis de ácidos grasos. Por otro lado, el propionato, al ser absorbido a través del epitelio ruminal, se convierte en ácido láctico (2-5%), mientras que el resto entra a la circulación portal y en el hígado se oxida hasta glucosa. En la mayoría de las dietas, el propionato es la mayor fuente de glucosa, dado que solo pequeñas cantidades de glucosa se absorben en el intestino. El balance entre el suministro de propionato glucogénico relativo al de los no glucogénicos acetato y butirato, influye en la eficiencia con la cual los AGV se utilizan para propósitos productivos (Orskov, 1975). En el caso del ácido butírico, éste se convierte a cuerpos cetónicos durante su absorción en el epitelio ruminal lo que ocasiona que muy pocos niveles de butirato lleguen a la circulación portal. El ácido  $\beta$ -hidroxibutírico representa casi el 80% de los cuerpos cetónicos formados; el resto, lo forman el acetoacetato y la acetona. El  $\beta$ -hidroxibutirato se oxida en los músculos cardíaco y esquelético, y se utiliza para la síntesis de ácidos grasos en el tejido adiposo y glándula mamaria (Fahey y Berger, 1993).

En un estudio realizado con cabritos alimentados con *Prosopis*, se observó un aumento de la concentración de AGV en presencia de PEG (Bhatta *et al.*, 2004); los autores atribuyen este aumento al ataque específico de los taninos con PEG resultado de una mejor fermentación. Como se sabe, el substrato degradado se utiliza para formar productos de fermentación, ya sea masa microbiana, AGV, o gases (Blümmel *et al.*

2005). La cantidad de AGV producidos a partir de la fermentación del sustrato, representan entre el 60-80% de la energía fermentada en el rumen, y estos son de primordial importancia en el metabolismo energético del animal (France y Siddons, 1993).

### **3.6 Destino de la energía en el organismo animal**

Los animales precisan de energía para mantenerse, reproducirse y producir. Obtienen la energía a través de la oxidación parcial o completa de los carbohidratos, grasas y proteínas consumidas y posteriormente absorbidas; o por mecanismos de gluconeogénesis a partir de glucógeno, grasa o proteína almacenada en el organismo. La EB se define como la energía que se libera en forma de calor cuando un alimento, heces o tejido animal se oxida, quemando totalmente una muestra en una bomba calorimétrica (Bondi, 1988). La ED se define como la ED de los alimentos menos la energía de las heces. Si se determina el calor de combustión de los alimentos y las heces recuperadas en un experimento de digestibilidad, se obtienen los valores de la ED (INRA, 1981).

La EM es la cantidad de energía aparentemente utilizable por los tejidos del organismo para las diferentes funciones fisiológicas del animal. En los rumiantes, la EM no es equivalente a la cantidad de energía realmente disponible para los tejidos, puesto que del 3 al 6% de la energía ingerida se pierde como calor en las fermentaciones digestivas. La energía disponible para los tejidos no representa, entonces, más que el 90-95 % de la EM. Las pérdidas de energía en forma de calor (extracalor) que se producen en el curso de la utilización metabólica de los nutrientes varían, por una parte, con la naturaleza y proporciones de los diferentes nutrientes, y por otra, con la función

fisiológica a que se destinen, puesto que los nutrientes siguen vías metabólicas diferentes (INRA, 1981).

### **3.6.1 Aplicación del método de producción de gas *in vitro* para estimar el contenido de EM de los forrajes**

La técnica de producción de gas *in vitro* permite evaluar la calidad nutritiva de los alimentos consumidos por los rumiantes (Getachew *et al.*, 2002). Es una técnica reproducible que se utilizó, en principio, para determinar la digestibilidad y el valor energético de los alimentos consumidos por los rumiantes y en conjunto con otros datos (composición química, u otras pruebas de digestión) para generar modelos matemáticos que pueden predecir fenómenos relacionados con la función del rumen (Krishnamoorthy *et al.*, 2005). Getachew *et al.* (2002) utilizaron la ventajas que ofrece la técnica de producción de gas *in vitro*, para predecir los valores de EM de alimentos consumidos por rumiantes a través de una ecuación. Esta ecuación original utiliza valores de la composición química en combinación con datos que se generan a partir de la producción de gas *in vitro*.

Con este procedimiento, Getachew *et al.* (2004) estimaron los valores de EM de 38 muestras de alimentos de diversa naturaleza: heno de alfalfa, harina de canola, harina de soya, ensilado de maíz entre otros, utilizados como fuente de alimento en establos lecheros. El contenido de EM de dichos alimentos varió en un rango de 2.10 a 3.13 Mcal/kg MS. También se ha estimado el contenido de EM de forrajes, ingredientes de concentrados y subproductos utilizados como alimento; los datos obtenidos variaron de 2.4 a 2.8 Mcal/kg MS (Getachew *et al.*, 2005). En especies nativas individuales del

genero *Acacia* se han realizado estudios agregando 1 g de PEG a las muestras incubadas, para reducir el efecto de factores antinutricionales como los taninos; los resultados indican que el contenido en EM se incrementa cuando se añade este compuesto (Rubanza *et al.*, 2005). Con los mismos resultados, se ha estimado la EM de especies nativas como la *Glycyrrhiza glabra* L. en diferentes épocas de maduración (Kamalak, 2006).

### **3.7 Digestibilidad de los forrajes**

Para estimar los valores de digestibilidad de un alimento, se han utilizado varios métodos, los cuales emplean desde animales vivos hasta productos enzimáticos comerciales.

#### **3.7.1 Digestibilidad *in vivo***

El empleo de animales que permanecen en jaulas metabólicas durante el tiempo que dure un experimento, se considera como el método estándar, el cual sirve para calibrar cualquier otro tipo de procedimiento y su control sistemático (Villalobos *et al.*, 2000). Este método consiste en alimentar bovinos u ovinos en jaulas metabólicas equipadas para la colecta de heces. En general se distinguen dos periodos durante estos ensayos de digestibilidad, a) un periodo de adaptación al alimento en estudio que puede variar según la naturaleza del mismo de 8 días para forrajes verdes y hasta 21 días para pajas, b) un periodo de colecta de 6 días, periodo durante el cual se obtienen tres tipos de muestras: forraje ofrecido, forraje no consumido y heces. Es a partir de estos datos que

se calcula la digestibilidad de alimento (Demarquilly y Boissau, 1976). Estos trabajos representan un costo elevado y son laboriosos; por esas razones, es deseable utilizar técnicas simples, reproducibles y de bajo costo (Stern *et al*, 1997).

### **3.7.2 Digestibilidad *in vitro***

Las técnicas *in vitro* emplean dos tipos de determinaciones: 1) el empleo de microorganismos ruminales y 2) el empleo de enzimas o combinaciones de procedimientos enzimáticos con procedimientos químicos.

#### **3.7.2.1 Procedimiento de Tilley y Terry**

En el procedimiento *in vitro* propuesto por Tilley y Terry (1963), se utiliza líquido de rumen y pepsina; es el más utilizado y permite predecir la digestibilidad de la MO en el tracto total. Se colocan las muestras en tubos de plástico de 50 ml, los cuales se inoculan con líquido ruminal y una solución buffer (1:4 v/v), se purgan con CO<sub>2</sub> y se colocan en un baño de agua a 39°C durante 48 h. Al finalizar las 48 h se adiciona a los tubos HCl al 6 M hasta alcanzar un pH entre 1.3 a 1.5. Se añade pepsina a una concentración de 0.2% (peso/volumen) y se incuba nuevamente durante 48 h. Al finalizar este periodo se coloca en el extremo del tubo una bolsa para enjuagar y evitar que se escape el contenido del tubo, se enjuaga con agua hasta que esta sea clara. Se centrifugan los tubos y se desecha el sobrenadante, se adicionan 50 ml de agua y se centrifuga nuevamente, se elimina el sobrenadante y se colocan los tubos con el péllet y las bolsas a secar en estufa de aire circulante a 60°C por 48 h.



### **3.7.2.2 Procedimientos enzimáticos**

Los métodos que emplean enzimas, suponen que éstas poseen una actividad similar a las enzimas producidas por las mezclas de los microorganismos ruminales. Se han realizado diversos estudios utilizando diferentes enzimas; McQueen y Van Soest, (1975) utilizaron celulasa, hemicelulasa y enzimas proteolíticas. En el procedimiento la muestra de MS se mezcla con las enzimas y una solución buffer en tubos, los cuales son incubados a 40 °C durante periodos que pueden ser variables. Después de transcurrido el periodo de incubación, el contenido de los tubos se filtra en papel, se lava con agua hirviendo y por último con acetona. Posteriormente, el residuo se seca a 100°C durante 48 h. Los autores mencionan que los procedimientos con enzimas son útiles para predecir la digestibilidad de los forrajes; sin embargo, en los procedimientos en los que se utiliza líquido ruminal como inóculo, los valores de digestibilidad son más exactos a los valores de digestibilidad *in vivo* (McQueen y Van Soest, 1975).

### **3.7.2.3 Digestibilidad verdadera *in vitro***

En la última década apareció un procedimiento para estimar la digestibilidad verdadera de la MS *in vitro* (ANKOM Daisy<sup>II</sup>, 2000). El procedimiento todavía no es de uso generalizado pero se prevé que podrá reemplazar a los tradicionales métodos para estimar la digestibilidad de los alimentos para animales. El procedimiento consiste en la incubación de muestras en bolsas filtro durante 48 h con líquido ruminal y una solución amortiguadora, al finalizar este periodo, las bolsas se hierven en solución detergente

neutro. En comparación con los métodos convencionales, el método propuesto por ANKOM simplifica la medición de la digestibilidad verdadera *in vitro*, pues elimina el filtrado de las muestras después de la incubación, el cual es un trabajo de laboratorio intenso. Adesogan (2005) realizó un estudio comparativo entre los valores de digestibilidad verdadera *in vitro* que se obtuvieron con el método de Tilley y Terry (1963), considerado como el procedimiento más eficaz y usado desde su aparición en 1963, y los obtenidos con el método Daisy<sup>II</sup>. Este autor obtuvo valores muy similares en los valores de digestibilidad verdadera *in vitro* entre ambos procedimientos; a partir de estos resultados, se considera que la técnica de digestibilidad verdadera *in vitro* (Daisy<sup>II</sup>) es un procedimiento confiable para evaluar la digestibilidad de diferentes tipos de alimentos (Delahoy *et al.*, 2003; Mabjeesh *et al.*, 2000). Otros autores como Sánchez *et al* (2007) realizaron estudios de arbóreas tropicales (*Leucaena leucocephala* y *Leucaena trichodes*) con el objetivo de evaluar la digestibilidad de la MO, utilizando este procedimiento. Los autores mencionan que no existen diferencias de importancia en el valor nutritivo entre estas dos especies. Sin embargo, no se ha generado información respecto a la digestibilidad verdadera *in vitro* de especies nativas consumidas por el ganado caprino en pastoreo, utilizando este procedimiento.

### **3.8 Degradabilidad *in situ***

La técnica *in situ* es rápida, reproducible y requiere de un mínimo de equipo; así mismo, las condiciones en las que se realiza, son muy similares a las condiciones que existen *in vivo*. Además, permite estudiar los diferentes componentes de la dieta en uno o más segmentos del tracto digestivo (Broderick y Cochran, 2000). La técnica consiste

en suspender en el rumen bolsas que contienen alimento, para medir la desaparición de nutrientes en varios intervalos de tiempo; por tanto, puede proporcionar una ventaja comparada con los métodos de laboratorio, porque ésta involucra procesos digestivos que ocurren en el rumen de animales vivos. Sin embargo, algunos factores afectan la estimación de la digestión de los nutrientes y es necesario que sean controlados para estandarizar esta técnica (Stern *et al.*, 1997). Factores como la porosidad de la bolsa, tamaño de las partículas, dieta del animal, el método de colocación de la bolsa en el rumen, así como la contaminación microbiana y los residuos bacteriales principalmente N, son algunos factores que pueden afectar los resultados (Michalet-Doreau y Ould-Bah, 1992).

La técnica de la bolsa de nylon tiene gran alcance para el estudio de la nutrición de los rumiantes. Es particularmente útil para describir las características de degradación de la proteína de forrajes y para los estudios del medio ambiente ruminal (Orskov y Shand, 1997). Con este procedimiento se han estimado las variaciones estacionales de la degradabilidad de la MS de árboles y arbustos consumidos por bovinos, ovinos y cabras en el sureste de Nigeria (Larbi *et al.*, 1997); también se han realizado estudios sobre la fermentación ruminal y cinética digestiva de árboles tropicales de Etiopía (Hindrichsen *et al.*, 2004); asimismo, esta técnica se ha empleado para conocer la digestibilidad ruminal e intestinal de especies poco estudiadas como las vainas de mezquite, consumidas por pequeños rumiantes en las regiones semiáridas de todo el mundo (Batista *et al.*, 2002). En países Europeos, se ha utilizado este método para generar bases de datos sobre la degradabilidad de MS, MO y PC de diferentes ingredientes que utilizan para sus concentrados como: harina de soya, harinolina, avena, maíz de destilería y pulpa de remolacha (Woods *et al.*, 2003a; Woods *et al.*, 2003b).

Se ha mencionado que la degradabilidad de MS es generalmente influenciada por el tiempo de incubación y el tipo de alimento incubado; de esta manera, el 80% de MS de los concentrados desaparece después de 6 h de incubación y después de 72 h, más de 92% (Flachowsky y Tiroke, 1993). Ramírez *et al.* (2000b) realizaron pruebas con *Opuntia* para estimar el valor nutritivo y la degradabilidad de la MS de esta especie; sus resultados sugieren que se puede considerar esta especie como un alimento complementario y se puede considerar como una importante alternativa para sostener la productividad de animales en pastoreo, sobre todo en épocas críticas. Similarmente, Cerrillo *et al.* (2002) trabajaron con especies nativas consumidas por cabras en la región semiárida de Durango. Los autores describen las características de degradabilidad de MS de estos forrajes, principalmente la tasa constante de degradación, la cual permite evaluar la calidad nutritiva de estas especies.

### **3.8.1 Degradabilidad de la proteína**

La nutrición protéica de los rumiantes es un proceso dinámico y complejo. La proteína que ingresa al rumen-retículo tiene dos destinos: a) incorporarse a los microorganismos ruminales como proteína microbiana o b) pasar directamente al intestino delgado sin sufrir el ataque microbiano en el rumen (Van Soest, 1994). En ambos casos la proteína que ingresa en el intestino delgado se absorbe como aminoácidos, que servirán para cubrir las necesidades protéicas de los animales. La cantidad de proteína sintetizada por la población microbiana del rumen es determinada por la densidad y la velocidad de crecimiento de la población microbiana y por el rendimiento con el cual ésta utiliza los substratos y sobre todo la energía disponible. De

esta manera, la síntesis de proteína microbiana depende de dos factores: 1) de la cantidad de nitrógeno fermentable disponible en el rumen y 2) de la cantidad de energía fermentable (Jarrige *et al.*, 1978). Por otra parte, Burroughs *et al.* (1971) mencionan que la PM es la cantidad de proteína o aminoácidos digeribles absorbidos en el duodeno.

Mediante el procedimiento *in situ*, Apori *et al.* (1998) evaluaron la degradabilidad de MS y PC de follaje de arbustos y árboles de Ghana, sugiriendo que estas especies tienen un alto valor nutritivo para ganado en agostadero. También se han realizado estudios para determinar la degradabilidad de vainas de mezquite, frutos de leguminosas nativas de las regiones semiáridas del mundo y los resultados sugieren que la MS y la PC de vainas de mezquite son altamente degradables en el rumen, representando una alternativa económica como suplemento en las épocas de sequía (Batista *et al.*, 2002). En México, Ramírez y Ledezma-Torres (1997) determinaron la degradabilidad de la MS, PC y FDN de especies nativas del Norte del país (*Acacia rigidula* y *Acacia farnesiana*), las cuales se incubaron en el rumen de borregos, y concluyen que estas especies representan un potencial económico, ya que contienen un alto porcentaje de PC y se pueden consumir en niveles bajos, influyendo sobre el consumo, digestibilidad de MS y retención de N por cabras, de manera similar al heno de alfalfa.

### **3.9 Proteína metabolizable**

Las necesidades de proteína de los animales se expresa en unidades de PM y se define como la proteína verdadera que es digerida posruminalmente y los aminoácidos absorbidos en el intestino (NRC, 2007). En el sistema PDI se menciona que es

importante estimar la cantidad de aminoácidos absorbidos en el intestino delgado (Jarrige *et al.*, 1978; Verite *et al.*, 1987). El sistema se basa en la estimación de la PC que no se degrada en el rumen (PDIA) y la producción de PMI (PDIM). Para la producción de PDIM, se atribuyen dos valores a cada alimento, ya sea que se considere la energía fermentable en el rumen (PDIME) o el N degradable en el rumen (PDIMN). Cada alimento se describe con 2 valores ( $PDIN = PDIA + PDIMN$  y  $PDIE = PDIA + PDIME$ ). Los valores PDIN ó PDIE se suman de manera separada y la cifra más baja de las dos corresponde al valor de la ración. Verite *et al.* (1987) menciona que los valores PDI de los alimentos, se obtienen a partir de 4 características de los alimentos: a) la PC, b) la degradabilidad *in situ* de la PC, c) la MO fermentable en el rumen y c) la degradabilidad en el intestino delgado de la PS de origen alimenticio.

El sistema emplea valores promedio como coeficientes, los cuales se refieren a: 1) la proporción de PC de origen alimenticio que no se degrada en el rumen, es igual a 1.11 veces la calculada mediante degradabilidad *in situ*, 2) la PS está formada de 100% de aminoácidos cuya digestión en el intestino delgado varía con los alimentos, 3) los microbios ruminales sintetizan, 145 g de proteína por kg de MO fermentada en el rumen y captan 90% del N degradable y 4) la PMI contiene 80% de aminoácidos cuya digestibilidad en el intestino delgado es de 80%.

## **4. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1 Ubicación de los sitios de colecta**

Usando un muestreo selectivo las plantas más representativas de cada especie fueron colectadas en los 7 diferentes sitios situados en 4 municipios (Durango, Guadalupe Victoria, Peñón Blanco y Cuencamé) del estado de Durango, México. El municipio de Durango se ubica geográficamente entre los 23°29' y 24°26' LN y los 104° 06' y 105° 34' LO. La altitud oscila entre los 1,860 y 2,400 msnm. El clima es templado subhúmedo con lluvias en verano (C) (w2) y en algunas regiones es semiseco templado (BS1K). La temperatura media anual es entre 13° C y 19° C, la precipitación media anual varía de 722 mm a 1,604 mm. La flora nativa de este municipio en su mayor parte es de bosque de pino, pino chino y encino, existen regiones de matorrales con nopal duraznillo, nopal blanco, huisache y mezquite. El tipo de suelo en esta región es regosol y litosol (INEGI, 2004).

El municipio Guadalupe Victoria se localiza entre los paralelos 24° 07' y 24° 41' LN y 103° 54' y 104° 16' LO, tiene una altitud entre los 1970 y 2100 msnm. El clima es semiseco templado (BS1k). La temperatura media anual es entre 15 y 18° C, la precipitación media anual varía entre 215 y 811 mm. En esta región, la flora nativa está compuesta por bosque de pino y encino, principalmente pino real, pino piñonero, encino blanco, encino rojo y cedro. En el matorral predomina nopal duraznillo, nopal blanco, nopal tapón, huizache, gordolobo, epazote de zorrillo, aceitilla, calabacilla, entre otros

de menor importancia. Los tipos de suelo predominantes son feozem, cambisol y litosol (INEGI, 2000).

El municipio Peñón Blanco se encuentra entre los paralelos 24° 28' y 25° 04' LN y los 103° 47' y 104° 19' LO, con una altitud de 1580 a 1910 msnm. El clima que predominante es semiseco templado (BS1k). La temperatura media anual es de 15 a 20° C, la precipitación media anual es de 260 a 707 mm. Dentro de la flora nativa de la región del bosque está compuesta de encinos; en la superficie más amplia de este municipio denominada matorral, se pueden encontrar nopal blanco, nopal duraznillo, mezquite, huisache y gobernadora, entre otras especies de menor importancia. El tipo de suelo es rendzina y litosol (INEGI, 2005).

El municipio de Cuencamé se ubica entre las coordenadas 24° 01' y 25° 16' LN, y 103° 22' y 104° 01' LO . La altitud varía entre 1300 y 2170 msnm. El clima de esta región es semiseco templado (BS1k). Se registran temperaturas entre los 14 y 21° C, la precipitación media anual varía de 95 a 710 mm. Su vegetación nativa es el matorral y pastizal con predominio del matorral en la parte norte, en donde crecen principalmente el sotol, maguey, lechuguilla, palma del desierto, guayule, mezquite, gobernadora y una importante y numerosa variedad de cactáceas. El tipo de suelo en este municipio es xerosol y litosol (INEGI, 2000).

Los análisis para la determinación de la composición química se realizaron en el laboratorio de nutrición de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Juárez del Estado de Durango. La Facultad se localiza en el municipio de Durango en el km 11.5 de la carretera Durango-Mezquital y se ubica a 24° 10' LN y 104° 40' LO, con una altitud de 1,890 msnm. Las condiciones ambientales en dicha área



son clima templado seco (BS1) (w) (e) y con precipitación pluvial y temperatura media anual de 450 mm y 17° C, respectivamente (INEGI, 2000).

## 4.2 Colecta de plantas

Conforme aparecían en el agostadero, las plantas más representativas de cada especie, fueron colectadas hasta reunir la cantidad suficiente para realizar los análisis de laboratorio. Las plantas usadas en este estudio, son las que mayormente consumen las cabras siendo los árboles: encino rojo (*Quercus eduardii* Trel.) y encino blanco (*Quercus grisea* Liebm); arbustos: largorcillo (*Acacia constricta* Standl.), huisache (*Acacia shaffneri* (S.Watson)) F.J. Herm., chamizo (*Atriplex canescens* (Pursh) Nutt.), pelo de ángel (*Calliandra eriophylla*), vara prieta (*Cassia wislizeni* A. Gray), granjeno (*Celtis pallida* Torr.), agujillo (*Condalia lycioides* (Gray) Weberb.), chaparro prieto flor blanca (*Cordia parvifolia* A. DC), hojasen (*Flourenzia cernua* DC), gobernadora (*Larrea tridentata* (Ses. et Moc ex DC.) Felger & Lowe), gatuño (*Mimosa biuncifera* (Benth.) Britt. & Rose) y mezquite (*Prosopis leavigata* (Willd.) M. C. Johnst.); hierbas: cenizo (*Coldenia greggii* (Torr. & Gray) Gray), ramoncillo (*Dalea bicolor* Humb. & Bonpl), sangregado (*Jatropha dioica* Cerv.) y mariola (*Parthenium incanum* Kunth.); cactus: cardenche (*Opuntia imbricata* (Haw.) DC), tasajillo (*Opuntia leptocaulis* DC) y nopal duraznillo (*Opuntia leucotricha* DC); las vainas de (*A. shaffneri* (S.Watson) F.J. Herm.); frutos de (*A. canescens* (Pursh) Nutt.), los frutos de (*O. imbricata* (Haw.) DC), los frutos de (*O. leptocaulis* DC); tunas blancas y rojas (*O. leucotricha* DC.); vainas de (*P. leavigata* (Willd.) M.C. Johnst.) y flores de yuca (*Yucca* spp).

Tabla 1

Ubicación geográfica en el estado de Durango, México de los sitios de colecta de cada una de las plantas

Nombre científico	Nombre común	Sitio de colecta
<b>Árboles</b>		
<i>Quercus eduardii</i>	Encino rojo	La Ferrería, Durango
<i>Quercus grisea</i>	Encino blanco	La Ferrería, Durango
<b>Arbustos</b>		
<i>Acacia constricta</i>	Largorcillo	El pasaje, Cuencamé
<i>Acacia shaffneri</i>	Huisache	La loma, Durango,
<i>Atriplex canescens</i>	Chamizo	El pasaje, Cuencamé
<i>Calliandra eriophyla</i>	Pelo de ángel	Yerbanis, Peñón blanco
<i>Cassia wislizeni</i>	Vara prieta	El pasaje, Cuencamé
<i>Celtis pallida</i>	Granjeno	El pasaje, Cuencamé
<i>Condalia lyciodes</i>	Agujillo	El pasaje, Cuencamé
<i>Cordia parvifolia</i>	Chaparro blanco	El pasaje, Cuencamé
<i>Flourenzia cernua</i>	Hojasen	El pasaje, Cuencamé
<i>Larrea tridentata</i>	Gobernadora	El pasaje, Cuencamé
<i>Mimosa biuncifera</i>	Gatuño	El pasaje, Cuencamé
<i>Prosopis leavigata</i>	Mezquite	La loma, Durango
<b>Hierbas</b>		
<i>Coldenia greggii</i>	Cenizo	Las Mercedes, Cuencamé
<i>Dalea bicolor</i>	Ramoncillo	Yerbanis, Peñón blanco
<i>Jatropha dioica</i>	Sangregado	El pasaje, Cuencamé
<i>Parthenium incanum</i>	Mariola	El pasaje, Cuencamé
<b>Cactáceas</b>		
<i>Opuntia imbricata</i>	Cardenche	El pasaje, Cuencamé
<i>Opuntia leptocaulis</i>	Tasajillo	El pasaje, Cuencamé
<i>Opuntia leucotricha</i>	Nopal duraznillo	La loma, Durango
<b>Flores, frutos y vainas</b>		
Vaina de <i>A. shaffneri</i>	Vaina de huisache	Guadalupe Victoria
Fruto de <i>A. canescens</i>	Fruto de chamizo	La Fe, Cuencamé
Fruto de <i>O. imbricata</i>	Fruto de cardenche	El pasaje, Cuencamé
Fruto de <i>O. leptocaulis</i>	Fruto de tasajillo	El pasaje, Cuencamé
Tuna blanca de <i>O. leucotricha</i>	Tuna blanca de nopal duraznillo	La loma, Durango
Tuna roja de <i>O. leucotricha</i>	Tuna roja de nopal duraznillo	La loma, Durango
Vaina de <i>P. leavigata</i>	Vaina de mezquite	El pasaje, Cuencamé
Flores de <i>Yucca spp</i>	Yuca	Guadalupe Victoria

Fuente: INEGI, 2005.

Para determinar la materia seca parcial, las muestras de árboles, arbustos y hierbas se secaron al aire libre, los cactus se chamuscaron y se secaron al aire libre, mientras que las flores frutos y vainas se secaron en estufa de aire forzado a 55 °C hasta obtener un peso constante. Una vez secas, las muestras se molieron en un molino Willey a través de una malla de 1 mm y 2 mm dependiendo del tipo de muestra.

### **4.3 Análisis químicos de las muestras**

Por triplicado el contenido de MS, MO y PC se determinó en las muestras colectadas de acuerdo a AOAC (1995). Las determinaciones de extracto etéreo (EE) se efectuaron utilizando el método soxhlet de acuerdo a AOAC (1990). Las estimaciones FDN, FDA y lignina (LDA) se realizaron de acuerdo al procedimiento descrito por Van Soest *et al.* (1991). Las fracciones de hemicelulosa (FDN-FDA) y celulosa (FDA-lignina) fueron estimadas por diferencia.

La estimación del contenido de taninos condensados en las muestras se realizó mediante el procedimiento de la vainillina-HCl (Burns, 1971), modificado por Price *et al.* (1978). Se usaron 500 mg de MS por triplicado en tubos de ensayo con tapón y se añadió 10 ml de HCl al 1% en metanol para realizar la extracción. Posteriormente se centrifugaron a 1,000 x g durante 10 min. Se tomo una muestra de 1 ml del extracto resultante (duplicado) y se colocaron en tubos de ensayo. A un tubo se le añadió 5 ml de reactivo de vainillina/HCl (Vainillina al 4% en metanol y HCl al 8% en metanol), mientras que al otro tubo se añadió 5 ml de HCl al 4% en metanol. Se colocaron en baño maría a 30°C y después de 20 min se agitaron y se tomo la lectura en un espectrofotómetro de colorimetría (GENESYS™2PC) a 500 nm.

#### **4.4 Determinación de minerales**

Se tomo 1 g de muestra (MS) por cuadruplicado de cada una de las especies vegetales, se incineraron a 550 °C durante 4 horas. Posteriormente, las muestras se digirieron en una solución de HCl al 20% de acuerdo al procedimiento de digestión seca. Las concentraciones de Ca, Mg, K, Na, Cu, Mn, Fe y Zn se determinaron mediante un espectrofotómetro de absorción atómica marca Varian Modelo SpectrAA-3000 con flama de aire/acetileno. El contenido de P se determino mediante colorimetría (Olsen y Dean, 1965) en un espectrofotómetro GENESYS<sup>TM</sup>2PC a 882 nm.

#### **4.5 Producción de gas *in vitro***

##### **4.5.1 Estimación de los parámetros de producción de gas *in vitro***

La estimación de la producción de gas *in vitro* de las especies colectadas se realizó mediante la técnica propuesta por Menke y Steingass (1988). Se colocaron 500 mg de muestra (MS) en tres repeticiones en jeringas de vidrio calibradas de 100 ml. Para estimar el efecto del PEG (Makkar *et al.*, 1995) sobre la producción de gas *in vitro* se colocaron las muestras como se menciona anteriormente además de añadir 1 g de PEG-6000 a otras tres jeringas, por lo que se incubaron 6 jeringas de cada muestra. Se colectó líquido ruminal de tres ovinos fistulados de rumen, los cuales fueron alimentados a base de heno de alfalfa y concentrado comercial (75:25). Para preparar el inóculo se mezcló el líquido ruminal con una solución buffer de sodio y bicarbonato de amonio (35 g NaHCO<sub>3</sub> y 4 g NH<sub>4</sub>HCO<sub>3</sub> por litro) en una proporción de 1:2 (v/v). Se inoculó con 40 ml de esta solución amortiguadora a cada una de las jeringas. Las jeringas se colocaron en posición vertical en un baño maría a 39 °C. Se colocaron tres jeringas como blancos, las

cuales solo contenían 40 ml del inoculo. La producción de gas se registró a las 0, 3, 6, 9, 12, 24, 48, 72 y 96 h después de la inoculación. Los datos obtenidos se ajustaron a la ecuación no lineal propuesta por Orskov y McDonald (1979)  $p = a + b(1 - e^{-ct})$ , donde  $p$  representa el volumen del gas al tiempo  $t$ ,  $a$  el intercepto,  $a + b$  la producción potencial de gas y  $c$  la tasa constante de producción de gas durante la incubación.

#### **4.5.2 Determinación de AGV**

Para medir la concentración de AGV se utilizó el procedimiento propuesto por Getachew *et al.* (2004). Se incubaron 6 jeringas con 500 mg de MS, a tres de las jeringas se les añadió 1 g de PEG-6000. Se colectó líquido ruminal de tres ovinos fistulados de rumen, los cuales fueron alimentados a base de heno de alfalfa y concentrado comercial (75:25). Para preparar el inóculo se mezcló el líquido ruminal con una solución buffer de sodio y bicarbonato de amonio (35 g NaHCO<sub>3</sub> y 4 g NH<sub>4</sub>HCO<sub>3</sub> por litro) en una proporción de 1:2 (v/v). Se inoculó con 40 ml de esta solución amortiguadora a cada una de las jeringas. Las jeringas se colocaron en posición vertical en un baño maría a 39 °C. Se colocaron tres jeringas como blancos, las cuales solo contenían 40 ml del inóculo. La producción de gas se registró a las 0, 3, 6, 9, 12 y 24 h después de la incubación. Después de 24 h de incubación, se muestrearon 10 ml de contenido de las jeringas (tres sin PEG-6000 y tres con PEG-6000) y se centrifugó a 1000 x g por 20 min. Posteriormente, se colocaron 5 ml del sobrenadante en tubos de plástico de 10 ml y se añadió 1 ml de ácido metafosfórico al 25% (p/v) y se centrifugó nuevamente los tubos a 1000 x g durante 20 min. El sobrenadante resultante se colocó en viales de plástico y se almacenó en congelador a -20°C, posteriormente se realizaron los análisis de la

concentración de los AGV mediante cromatografía de gases usando un cromatografo Perkin Elmer (Autosystem XL).

#### 4.5.3 Estimación de la EM

El contenido de EM de la especie se estimó utilizando los resultados de la producción de gas *in vitro* después de 24 h de incubación, así como algunos valores de la composición química de las especies vegetales, los cuales se combinan en la siguiente ecuación:

$$EM \text{ (MJ / kg MS)} = 2.20 + 0.136PG_{24h} + 0.057PC + 0.0029EE^2$$

Donde: PG es la producción de gas a las 24 h de incubación (ml/200 mg MS); PC y EE son proteína cruda y extracto etéreo (% MS), de acuerdo al procedimiento propuesto por Menke *et al.* (1979).

#### 4.6 Digestibilidad verdadera de la MS y MO *in vitro*

La digestibilidad verdadera *in vitro*, se calculó utilizando el procedimiento DAYSY<sup>II</sup> (ANKOM, 2000). Aproximadamente 250 mg de MS por triplicado se colocaron en bolsas filtro de poliéster multicapa (F57; 5 x 5.5 cm<sup>2</sup>, ANKOM Technology Corp., Macedon, NY) previamente lavadas con acetona y secadas en estufa de aire forzado a 60°C durante dos horas. Las bolsas se sellaron y colocaron en jarras de digestión (25 bolsas por jarra, sistema Daisy<sup>II</sup>, ANKOM Technology Corp., Macedon, NY). Las jarras se colocaron en una cámara de incubación. Se preparó un inóculo

diluyendo líquido ruminal obtenido de tres ovinos machos fistulados de rumen, alimentados con heno de alfalfa y concentrado comercial (75:25) y una solución amortiguadora en una proporción de 1:4 de acuerdo con las especificaciones del fabricante. El inóculo se incorporó a las jarras, las cuales se purgaron con CO<sub>2</sub>. Después de un periodo de incubación de 48 h a 39 °C, las jarras se retiraron de la cámara de incubación y las bolsas se lavaron con agua destilada. Posteriormente, las bolsas se colocaron en el analizador de fibra (ANKOM Technology Corp., Macedon, NY) y se trataron con solución detergente neutra durante 75 min. Las bolsas se enjuagaron con agua caliente y acetona, posteriormente se secaron a una temperatura de 55°C. La digestibilidad verdadera *in vitro* se calculó como la diferencia entre la MS incubada y el residuo después del tratamiento con FDN.

#### **4.7 Degradabilidad *in situ***

##### **4.7.1 Degradabilidad *in situ* de MS y PC**

Para realizar los análisis de degradabilidad *in situ* se utilizó el método propuesto por Mehrez y Orskov (1977). Se incubaron por triplicado 5 g de MS en bolsas de nylon (5x10 cm, tamaño de poro 50 µm) en la parte ventral del rumen de tres ovinos fistulados alimentados con una dieta de heno de alfalfa y concentrado comercial (75:25). Las bolsas se retiraron a los tiempos 3, 6, 12, 24, 48, 72 y 96 h y se lavaron con agua destilada varias veces en bolsas de polietileno, hasta que el agua fue clara (aproximadamente 5 l por 3 bolsas). Se secaron en estufa de aire forzado a 55°C durante 48 h. El tiempo cero se estimó con el peso obtenido después de haber sometido la bolsa al lavado con agua destilada. Los datos se ajustaron a la ecuación no lineal  $P = a + b(1 - e^{-kt})$

<sup>-ct</sup>) (Orskov y McDonald, 1979). Posteriormente se tomó una muestra de 100 mg (duplicado) del residuo que contenían las bolsas y se analizó para proteína cruda. Se estimó la fracción instantánea y completamente degradable (**a**), la fracción insoluble pero lentamente degradable (**b**), degradabilidad potencial (**a + b**), la tasa constante de degradación (**c**) y la degradabilidad efectiva (DE). La DEMS y DEPC se calcularon considerando una tasa de paso de la digesta igual a 5% por hora, de acuerdo a la ecuación  $a + (b * c)/(c + 0.05)$  (AFRC, 1993).

#### **4.8 Determinación de PM**

Para calcular el contenido de PM, se utilizaron los principios del sistema PDI (Vérité *et al.*, 1987). Las variables que se usan para calcular la proteína metabolizable son: contenido de PC, degradabilidad efectiva de PC (*in situ*), digestibilidad *in vitro* de MO (Daisy<sup>II</sup> ANKOM Technology, Macedon NY USA), el contenido de EE y la MO fermentada en el rumen, asumiendo que la digestibilidad de la PS en el duodeno fue, según las especies de 0.65-0.75.

#### **4.9 Análisis estadístico**

Los datos obtenidos se sometieron a análisis de varianza para un diseño completamente al azar mediante PROC GLM (Cody y Smith, 1997) haciendo comparaciones entre plantas dentro de cada uno de los grupos de plantas estudiadas. Las diferencias entre medias se calcularon mediante la prueba de Tukey (SAS, 1997). Se calcularon coeficientes de correlación simples entre la composición química y los



parámetros de producción de gas *in vitro* sin y con PEG; entre los parámetros de producción de gas y la concentración de AGV *in vitro* sin y con PEG. Asimismo, se calcularon coeficientes simples de correlación entre la composición química y los parámetros de degradabilidad *in situ* de MS y PC mediante PROC REG (Cody y Smith, 1997).

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1 Composición química

El contenido de cenizas fue significativamente diferente entre especies dentro de todos los grupos de plantas (Tabla 2). En los árboles varió de 5 a 7%, en arbustos de 5 a 27, las hierbas obtuvieron valores de 7 a 14, mientras que las cactáceas registraron un rango entre 22 y 32 y el grupo de las flores, frutos y vainas de 4 a 21. Contenidos de cenizas más bajos han sido reportados por Pinos-Rodríguez *et al.* (2007) en follaje de *A. canescens* (18.9), *C. eriophyla* (5.7) y *D. bicolor* (3.0) en comparación a los reportados en el presente trabajo. Asimismo, Rogosic *et al.* (2006) reportaron valores en arbustos del Mediterráneo de 4.7%. Sin embargo, Ramírez *et al.* (2000a) encontró valores en *C. pallida* similares (20%) a los reportados en este estudio. Altos contenidos de cenizas en especies cactáceas, también han sido reportado por Ramírez *et al.* (2000b), estos autores encontraron que la mayor parte de los minerales, en estas especies, son solubles, por tanto, se absorben en el tracto digestivo. Por otro lado, Batista *et al.* (2002) reportó concentraciones en vainas de *Prosopis* de 3.6%, tales valores son un poco menores a los registrados en este estudio.

El contenido de PC fue significativamente diferente ( $P < 0.05$ ) entre especies dentro de cada grupo de plantas. Las arbóreas registraron un contenido de PC dentro de un rango de 7 a 9, las arbustivas de 10 a 17, las hierbas 10-16, las cactáceas 5-6 y las flores, frutos y vainas los valores variaron de 4 a 19%. El contenido de PC en el follaje

de *Quercus* en este trabajo es menor al reportado por Yousef y Rouzbehan (2008) los cuales reportan valores de 9.2 a 12.3%. El follaje de *C. pallida* es más bajo en contenido de PC, en comparación a los valores (21%) reportados en otros trabajos realizados por Ramírez *et al.* (2000a). Las arbustivas y hierbas presentan un alto contenido de PC en comparación a los otros grupos. Altos valores de PC en los arbustos (Ramírez-Orduña *et al.*, 1998) y en las hierbas (Ramírez y Núñez-González, 2006) también han sido reportados previamente. Una alta proporción de contenido de nitrógeno en especies como en *A. canescens* y en la mayoría de los cactáceas es altamente soluble, mientras que en otras especies como los arbustos del genero *Acacia*, la solubilidad del nitrógeno, la degradación ruminal y la digestión intestinal son bajas (Ben Salem *et al.*, 2002) debido a la gran proporción de N que se encuentra unida a la fracción de la pared celular (N-FDN). La cantidad de N-FDN se ha estimado en un rango de 21-56% en especies individuales (Apori *et al.*, 1998; Ramírez-Orduña *et al.* 2003) y 50% en las dietas seleccionadas por cabras (conteniendo una gran variedad de especies individuales; Ramírez *et al.*, 1990; Ramírez *et al.*, 1991) y por consecuencia, este nitrógeno es parcialmente metabolizado en el intestino (Ramírez-Orduña *et al.*, 2003). Los porcentajes de PC (5%) en las cactáceas obtenidos en el presente estudio son similares a los reportados por Ramírez *et al.* (2000b) y McMillan *et al.* (2002). Estos autores reportan valores de 5.1 y 4.8%, respectivamente en especies del genero *Opuntia*. Se considera que valores de PC menores al 7% ponen en riesgo la actividad microbiana en el rumen (Yousef y Rouzbehan, 2008), por lo que es necesario administrar otras fuentes ricas en proteína cuando los animales reciben este tipo de forraje como alimento base. Sin embargo, el forraje de cactáceas se considera como una importante alternativa para sostener la producción de animales en pastoreo, sobretodo en épocas críticas (Ramírez *et*

*al.*, 2000b; Sawyer *et al.*, 2001). De la misma manera, Batista *et al.* (2002) reportaron valores similares (12%) a los registrados en este estudio con vainas de *Prosopis*. En el presente estudio, con excepción de las cactáceas y algunos frutos, la mayoría de las plantas contenían PC en un rango de 8.0 a 14%, los cuales son superiores al mínimo requerido para mantener la actividad microbiana en el rumen.

La pared celular (FDN) de las plantas es la fracción insoluble del forraje después de exponerlo al tratamiento con solución de detergente neutro. Esta fracción contiene celulosa, hemicelulosa, sílica, un poco de proteína (deteriorada por el calor) y lignina (Van Soest *et al.*, 1991). La FDN puede representar de 1/3 a 2/3 de la MS de los forrajes (Jarrige, 1981). En este estudio, el contenido de FDN fue significativamente diferente entre las especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 2). En las arbóreas se registraron los valores más altos, los cuales variaron de 64 a 65%, mientras que en las arbustivas variaron de 11 a 34, en las hierbas de 42 a 48, en las cactáceas de 38 a 49 y en el grupo de flores, frutos y vainas los valores fluctuaron de 19 a 55. Van Soest *et al.* (1991) indican que los forrajes nativos que tienen un bajo contenido de FDN (<40%) son de mejor calidad que aquellos forrajes que contienen concentraciones elevadas (>60%). En este estudio, el follaje de la mayoría de las arbustivas, hierbas, cactáceas, flores, frutos y vainas presentaron un porcentaje relativamente bajo de FDN, y por consiguiente, se pueden considerar como especies nutricionalmente mejores que las arbóreas. No obstante, la variación en la composición de FDN en los forrajes se podría relacionar principalmente a otros factores como la maduración de la planta, factores genéticos y al medio ambiente donde se desarrolla la planta (Turgut y Yanar, 2004).

El contenido de FDA fue significativamente diferente entre las especies de cada grupo vegetativo estudiado. Los valores fluctuaron de 31 a 33% en las arbóreas, de 10 a

34, en las arbustivas, de 28 a 35 en las hierbas, de 10 a 15 en las cactáceas y de 15 a 43% en el grupo de flores, frutos y vainas. Ramírez *et al.* (2000a) reportaron valores de FDA un poco más bajos a los reportados en el presente trabajo en follaje de *C. pallida* (16%). Los valores registrados en el contenido de FDA de las cactáceas son menores a los reportados por Sirohi *et al.* (1997) con *Opuntia* spp.

El contenido de lignina fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre las especies de cada grupo de plantas, excepto en las arbóreas. Los valores de las arbustivas variaron de 3 a 14 (% MS), las hierbas de 10 a 15, las cactáceas de 1 a 2 y en el grupo de flores, frutos y vainas se registraron valores de 1 a 13 (Tabla 3). Ramírez *et al.* (2000a) reportaron valores de lignina en el follaje de *C. pallida* más bajos (3.5%) a los registrados en el presente trabajo con la misma especie. Las cactáceas contienen valores más bajos de lignina en comparación al resto de los otros grupos de plantas. Resultados similares han sido reportados por Cerrillo y Juárez (2004) y por Ramírez *et al.* (2000b) quienes evaluaron el contenido de lignina de diferentes especies del género *Opuntia*.

El contenido de hemicelulosa también varió significativamente entre especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 3). En las arbóreas se obtuvieron los valores más altos (31-33%), seguidos por el grupo de cactáceas (22-38), arbustivas (1-32), hierbas (10-17) y finalmente las flores, frutos y vainas (4-18). El contenido de hemicelulosa registrado en este trabajo con follaje de *C. pallida* y en las cactáceas fueron mayores a lo reportado por Ramírez *et al.* (2000a; 2000b) y Sirohi *et al.* (1997) en follaje de *C. pallida* (19.4) y *Opuntia* (19.6).

Tabla 2

Composición química de 29 especies nativas de la flora del norte de México y que son consumidas por cabras en pastoreo

Especies	Cenizas, %	Proteína cruda, %	FDN, %	FDA, %
<b>Arbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	7.1 <sup>a</sup>	7.3 <sup>b</sup>	64.0 <sup>a</sup>	33.8 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	5.1 <sup>b</sup>	8.8 <sup>a</sup>	65.1 <sup>a</sup>	31.8 <sup>b</sup>
Promedio	6.1	8.0	64.5	32.5
EEM	0.1	0.4	0.8	0.3
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	7.3 <sup>g</sup>	16.8 <sup>a</sup>	34.5 <sup>e</sup>	21.5 <sup>d</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	7.0 <sup>g</sup>	15.5 <sup>b</sup>	57.4 <sup>a</sup>	34.1 <sup>a</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	27.2 <sup>a</sup>	12.4 <sup>c</sup>	35.1 <sup>de</sup>	10.7 <sup>g</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	11.4 <sup>d</sup>	10.9 <sup>d</sup>	43.3 <sup>bc</sup>	29.3 <sup>c</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	10.4 <sup>e</sup>	10.0 <sup>d</sup>	49.0 <sup>b</sup>	32.5 <sup>b</sup>
<i>Celtis pallida</i>	19.5 <sup>b</sup>	14.8 <sup>b</sup>	45.5 <sup>bc</sup>	16.4 <sup>f</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	8.7 <sup>f</sup>	14.3 <sup>b</sup>	33.6 <sup>e</sup>	19.3 <sup>e</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	16.3 <sup>c</sup>	12.5 <sup>c</sup>	41.3 <sup>cd</sup>	31.6 <sup>b</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	10.7 <sup>de</sup>	14.6 <sup>b</sup>	31.9 <sup>ef</sup>	19.9 <sup>e</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	8.8 <sup>f</sup>	13.1 <sup>c</sup>	25.7 <sup>f</sup>	16.5 <sup>f</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	5.9 <sup>h</sup>	15.5 <sup>b</sup>	46.7 <sup>bc</sup>	32.8 <sup>ab</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	5.8 <sup>h</sup>	17.0 <sup>a</sup>	47.8 <sup>b</sup>	22.7 <sup>d</sup>
Promedio	11.6	14.0	41.0	23.9
EEM	0.3	0.4	2.1	0.4
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	7.3 <sup>b</sup>	9.7 <sup>b</sup>	48.3 <sup>a</sup>	35.6 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	6.7 <sup>b</sup>	13.9 <sup>a</sup>	45.8 <sup>a</sup>	28.8 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	14.1 <sup>a</sup>	14.4 <sup>a</sup>	42.3 <sup>a</sup>	32.8 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	13.2 <sup>a</sup>	15.5 <sup>a</sup>	46.2 <sup>a</sup>	32.9 <sup>a</sup>
Promedio	10.3	13.4	45.7	32.6
EEM	0.4	0.8	3.5	1.4
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	32.0 <sup>a</sup>	4.8 <sup>a</sup>	49.4 <sup>a</sup>	10.9 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	26.8 <sup>b</sup>	5.5 <sup>a</sup>	41.1 <sup>ab</sup>	10.6 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	22.5 <sup>c</sup>	4.6 <sup>a</sup>	37.9 <sup>b</sup>	15.6 <sup>a</sup>
Promedio	27.1	5.01	42.8	12.4
EEM	0.1	0.4	3.5	0.6
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	4.0 <sup>d</sup>	10.3 <sup>c</sup>	25.4 <sup>e</sup>	19.8 <sup>c</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	21.9 <sup>a</sup>	4.6 <sup>c</sup>	61.1 <sup>a</sup>	43.9 <sup>a</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	14.4 <sup>b</sup>	8.1 <sup>d</sup>	47.9 <sup>c</sup>	29.9 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	19.6 <sup>a</sup>	4.9 <sup>e</sup>	36.6 <sup>d</sup>	29.7 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	13.0 <sup>b</sup>	3.9 <sup>e</sup>	23.7 <sup>e</sup>	17.7 <sup>cd</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	13.5 <sup>b</sup>	4.8 <sup>e</sup>	24.9 <sup>e</sup>	18.4 <sup>c</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	4.9 <sup>d</sup>	12.2 <sup>b</sup>	54.5 <sup>b</sup>	42.3 <sup>a</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	7.5 <sup>c</sup>	18.6 <sup>a</sup>	18.7 <sup>f</sup>	15.2 <sup>d</sup>
Promedio	12.4	8.4	36.6	27.1
EEM	0.8	0.4	1.3	0.9

FDN = fibra detergente neutro; FDA = fibra detergente ácido; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina; EEM = error estándar de la media.

a, b, c, d, e, f, g, h. Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05).

Se registraron diferencias ( $P < 0.05$ ) en el contenido de celulosa entre las especies pertenecientes a cada grupo de plantas (Tabla 3). El promedio general de celulosa (18%) fue inferior al contenido de hemicelulosa (21%). La celulosa, en conjunto con la hemicelulosa y la lignina pueden representar de uno a dos tercios de la MS de los forrajes (Jarrige, 1981) y para que los microorganismos puedan tener acceso a los nutrientes que la hemicelulosa y celulosa ofrecen, deben someterse a la acción mecánica de la masticación y rumia (Jarrige, 1988). De acuerdo con Van Soest (1994), la celulosa es el polisacárido más abundante en la naturaleza. Los valores de celulosa en *C. pallida* son similares a los reportados en otros trabajos realizados con esta misma especie (Ramírez *et al.*, 2000a).

El contenido de TC fue significativamente diferente entre especies dentro de cada grupo estudiado, con excepción (0.2%) del grupo de cactáceas (Tabla 3). La concentración de TC fluctuó de 0.4 a 1% MS en arbóreas, de 0.1 a 9.1 en arbustivas, de 0.2 a 4.4 en hierbas y de 0.1 a 6.2 en flores, frutos y vainas. La concentración de TC en especies del género *Quercus* reportados en el presente estudio, son más bajos (1.0%) a los observados por Yousef y Rouzbehan (2008) en especies del género *Quercus* (1.5%). Ramírez *et al.* (2000a) reportó valores similares de TC en el follaje de *C. pallida* (0.3). Leinmüller y Menke (1990) indican que el contenido de taninos puede variar de un 1.5 a 30% en especies arbustivas y arbóreas.

Las arbustivas tuvieron los valores más altos de TC lo que pudieran obedecer al hecho de que estas especies fueron recolectadas a finales de la época de sequía (rebrotos) y como ya se ha reportado, la concentración de taninos condensados en los forrajes aumenta en la época de sequía (Cabiddu *et al.*, 2000) siendo más alta en hojas jóvenes que en hojas maduras (Makkar y Singh, 1991).

Tabla 3

Composición química de 29 especies nativas de la flora del norte de México y que son consumidas por cabras en pastoreo

Especies	Lignina, %	Hemicelulosa, %	Celulosa, %	TC, %
<b>Arbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	10.3 <sup>a</sup>	30.8 <sup>b</sup>	22.8 <sup>a</sup>	1.0 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	10.4 <sup>a</sup>	33.2 <sup>a</sup>	21.3 <sup>b</sup>	0.4 <sup>b</sup>
Promedio	10.4	32.0	22.1	1.0
EEM	0.5	0.6	0.4	0.2
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	8.6 <sup>d</sup>	13.0 <sup>cd</sup>	12.9 <sup>ef</sup>	3.0 <sup>d</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	10.5 <sup>bc</sup>	23.3 <sup>b</sup>	23.6 <sup>b</sup>	4.4 <sup>c</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	3.0 <sup>g</sup>	24.4 <sup>b</sup>	7.6 <sup>h</sup>	0.3 <sup>fg</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	11.5 <sup>b</sup>	14.0 <sup>cd</sup>	17.7 <sup>d</sup>	9.1 <sup>a</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	7.5 <sup>d</sup>	16.4 <sup>c</sup>	25.0 <sup>a</sup>	1.4 <sup>de</sup>
<i>Celtis pallida</i>	4.9 <sup>e</sup>	32.4 <sup>a</sup>	11.5 <sup>f</sup>	0.1 <sup>g</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	9.9 <sup>c</sup>	14.3 <sup>cd</sup>	9.3 <sup>g</sup>	5.0 <sup>c</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	10.5 <sup>bc</sup>	9.7 <sup>d</sup>	21.1 <sup>c</sup>	2.0 <sup>de</sup>
<i>Flourenca cernua</i>	7.7 <sup>d</sup>	12.0 <sup>cd</sup>	12.1 <sup>ef</sup>	0.3 <sup>fg</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	3.5 <sup>fg</sup>	9.2 <sup>d</sup>	13.0 <sup>e</sup>	7.2 <sup>b</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	13.9 <sup>a</sup>	13.8 <sup>cd</sup>	18.9 <sup>d</sup>	7.4 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	4.6 <sup>ef</sup>	25.0 <sup>b</sup>	18.1 <sup>d</sup>	1.3 <sup>ef</sup>
Promedio	8.0	17.3	15.9	3.3
EEM	0.4	1.9	0.5	0.4
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	9.7 <sup>b</sup>	12.6 <sup>ab</sup>	25.8 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	10.1 <sup>ab</sup>	16.9 <sup>a</sup>	18.7 <sup>b</sup>	4.4 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	14.5 <sup>a</sup>	9.5 <sup>b</sup>	18.2 <sup>b</sup>	3.8 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	12.6 <sup>ab</sup>	13.3 <sup>ab</sup>	20.1 <sup>ab</sup>	0.2 <sup>b</sup>
Promedio	11.7	13.1	20.7	2.2
EEM	1.7	2.3	2.3	0.3
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	1.1 <sup>b</sup>	38.4 <sup>a</sup>	9.8 <sup>b</sup>	0.2 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	1.9 <sup>a</sup>	30.4 <sup>b</sup>	8.6 <sup>c</sup>	0.3 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	2.4 <sup>a</sup>	22.2 <sup>c</sup>	13.2 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>
Promedio	1.8	30.4	10.5	0.2
EEM	0.3	3.0	0.4	0.1
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	3.6 <sup>c</sup>	5.6 <sup>cd</sup>	16.1 <sup>c</sup>	6.2 <sup>a</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	12.9 <sup>a</sup>	17.2 <sup>a</sup>	31.0 <sup>a</sup>	0.2 <sup>c</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	8.8 <sup>b</sup>	17.9 <sup>a</sup>	21.1 <sup>b</sup>	0.2 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	8.2 <sup>b</sup>	6.9 <sup>c</sup>	21.5 <sup>b</sup>	0.1 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	5.6 <sup>c</sup>	6.0 <sup>c</sup>	12.0 <sup>d</sup>	0.2 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	3.9 <sup>c</sup>	6.4 <sup>c</sup>	14.4 <sup>cd</sup>	0.2 <sup>c</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	10.0 <sup>b</sup>	12.2 <sup>b</sup>	32.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>c</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	1.3 <sup>d</sup>	3.5 <sup>d</sup>	13.9 <sup>cd</sup>	1.0 <sup>b</sup>
Promedio	6.82	9.51	20.3	1.0
EEM	0.7	0.8	1.1	0.1

TC = taninos condensados; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina; EEM = error estándar de la media.

a, b, c, d, e, f, g, h. Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05).



Las especies vegetales con niveles de taninos mayores a 5% ocasionan una reducción en la ingesta de MS (Sosa *et al.*, 2004; Min *et al.*, 2003). Asimismo, estos niveles de compuestos secundarios tienen un efecto inhibitor sobre la digestión de la proteína (Feeny, 1968), afectando de esta manera la productividad de los animales.

En este estudio, porcentajes superiores al 5% MS, se observaron en *C. eriophylla* (9.1), *C. lyciodes* (5), *L. tridentata* (7.2), *M. biuncifera* (7.4) y en las vainas de *A. shaffneri* (6.2). En el 10% de las especies estudiadas, *A. constricta* (3.0), *C. parvifolia* (2.0), *J. dioica* (3.8), la concentración de TC fluctuó entre 2 y 4%. Otero e Hidalgo (2004) mencionan que la ingestión de especies con una concentración menor al 4% ejerce efectos positivos sobre la tasa de pasaje de proteínas, el reciclaje de urea y la producción y sanidad animal. Los TC afectan el metabolismo proteico mediante la precipitación de las proteínas ingeridas lo cual aumenta su paso hacia el intestino delgado donde se absorben. De igual manera, los taninos promueven la eficiencia del reciclado de la urea en el rumen al disminuir la degradación y desaminación de las proteínas lo que resulta en niveles bajos de amoníaco ruminal (Reed, 1995).

### **5.1.1 Contenido de macrominerales**

Con excepción del contenido de P en las cactáceas, Na en las arbóreas y cactáceas, todos los macrominerales fueron significativamente diferentes entre especies dentro de cada grupo de plantas. (Tabla 4). Los valores de Ca en árboles fluctuaron de 8 a 11 g kg<sup>-1</sup>, en las arbustivas de 9 a 68, en hierbas de 15 a 29, cactáceas de 68 a 118, mientras que las flores, frutos y vainas registraron valores de 4 a 79. Solo los valores de las vainas de *P. leavigata* en Ca (4 g kg<sup>-1</sup>) están por debajo de los requerimientos

reportados por autores como Kessler (1991) para el final de gestación y lactación ( $8 \text{ g kg}^{-1}$ ) en cabras adultas, sin embargo, si cubren los requerimientos de mantenimiento ( $4 \text{ g kg}^{-1}$ ). De la misma manera, Ramírez *et al.* (2001 y 2006) y Ramírez-Orduña *et al.* (2005) han reportado en sus trabajos con especies nativas del noreste y noroeste de México, respectivamente, valores altos en la concentración de Ca. Estos valores altos de Ca en las plantas nativas son característicos de suelos con pH alto, con altos niveles de carbonato de calcio lo que influye en el contenido de nutrientes en el forraje (Spears, 1994; Olivares y Gutiérrez, 2003).

El contenido de P obtuvo rangos en las arbóreas entre  $1.4$  y  $1.6 \text{ g kg}^{-1}$ , en las arbustivas entre  $0.9$  y  $3.8$ , las hierbas entre  $2.1$  y  $3.7$  y en las flores, frutos y vainas entre  $1.7$  y  $5.2$ . Según la NRC (1981), los requerimientos de P en cabras varían de  $1.4$  a  $3.5 \text{ g kg}^{-1}$ , por lo que los valores de P en las cactáceas ( $0.6$ ) no son suficientes para satisfacer los requerimientos de las cabras; de la misma manera, algunas otras plantas como las arbóreas ( $1.5$ ) se encuentran en los extremos mínimos requeridos. Estos resultados coinciden con los reportados por Gartenberg *et al.* (1989) quienes mencionan que el forraje de regiones semiáridas del noreste de México son deficientes en contenido de P. Asimismo, se han reportado deficiencias de P en dietas seleccionadas por cabras en un matorral y bosque de encino en el estado de Durango (Cerrillo *et al.*, 2004).

El contenido de Na tuvo un amplio rango en las arbustivas ( $0.3$ - $5.2 \text{ g kg}^{-1}$ ), mientras que en las hierbas y en el grupo de flores, frutos y vainas los rangos fueron de  $0.5$ - $1.1$  y de  $0.5$ - $1.1 \text{ g kg}^{-1}$ , respectivamente. Aproximadamente el 50% de las plantas no cubren con los requerimientos de Na ( $0.7 \text{ g kg}^{-1}$  consumida) propuestos por la NRC (1981) para cabras en pastoreo. Sin embargo, Ramírez-Orduña *et al.* (2005) han

reportado que las especies nativas de la región árida de Baja California Sur si cubren dichas necesidades de Na para cabras en pastoreo.

Las cantidades registradas en el contenido de Mg en las arbóreas mostraron valores entre 1 y 2 g kg<sup>-1</sup>, las arbustivas entre 1 y 10, las hierbas entre 2 y 6, las cactáceas entre 5 y 10 y flores, frutos y vainas entre 1 y 7. El amplio rango en el contenido de Mg en las plantas del presente estudio cubren los requerimientos de Mg (0.8-2.5) propuestos por la NRC (1981), de la misma manera, autores como Cerrillo *et al.* (2004) han reportado valores superiores a 3 g kg<sup>-1</sup> en dietas seleccionadas por cabras en un matorral y bosque de encino en el estado de Durango.

El contenido de K varió en las arbóreas de 1 a 4 g kg<sup>-1</sup>, en el follaje de arbustivas los valores registrados fueron de 1 a 56, en las hierbas de 8 a 23, las cactáceas mostraron valores de 8 a 23 y el grupo de flores, frutos y vainas de 7 a 50. Según los datos reportados por Kessler (1991), solo el follaje de *Q. eduardii* y *C. eriophylla* (1 g kg<sup>-1</sup>) no cumplen con los requerimientos para satisfacer las demandas de K para cabras adultas en mantenimiento, gestación (3 g kg<sup>-1</sup>) o lactación (5 g kg<sup>-1</sup>). Autores como Ramírez-Orduña *et al.* (2005 y 2008) han reportado un amplio rango en la concentración de K en una gran variedad de especies nativas de la región semiárida de Baja California Sur, México.

Tabla 4  
Contenido de macrominerales (g kg<sup>-1</sup> base seca) en especies nativas

Plantas	Ca	P	Na	Mg	K
<b>Arbóreas</b>					
<i>Quercus eduardii</i>	8 <sup>b</sup>	1.4 <sup>b</sup>	0.8 <sup>a</sup>	1 <sup>b</sup>	1 <sup>b</sup>
<i>Quercus grisea</i>	11 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	2 <sup>a</sup>	4 <sup>a</sup>
Promedio	9	1.5	0.7	2	3
EEM	0.4	0.1	0.1	0.1	0.5
<b>Arbustivas</b>					
<i>Acacia constricta</i>	21 <sup>ef</sup>	1.9 <sup>fg</sup>	1.0 <sup>cde</sup>	1 <sup>h</sup>	9 <sup>defg</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	9 <sup>h</sup>	3.0 <sup>cd</sup>	1.0 <sup>bcd</sup>	2 <sup>gh</sup>	10 <sup>def</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	22 <sup>e</sup>	3.1 <sup>bcd</sup>	5.2 <sup>a</sup>	10 <sup>a</sup>	56 <sup>a</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	26 <sup>d</sup>	0.9 <sup>h</sup>	0.3 <sup>f</sup>	2 <sup>gh</sup>	1 <sup>h</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	11 <sup>h</sup>	3.2 <sup>bc</sup>	0.6 <sup>def</sup>	3 <sup>fg</sup>	11 <sup>de</sup>
<i>Celtis pallida</i>	18 <sup>fg</sup>	3.2 <sup>abc</sup>	1.6 <sup>b</sup>	2 <sup>fg</sup>	27 <sup>b</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	41 <sup>c</sup>	3.8 <sup>a</sup>	0.4 <sup>ef</sup>	4 <sup>d</sup>	4 <sup>fgh</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	18 <sup>fg</sup>	2.7 <sup>de</sup>	1.0 <sup>bcd</sup>	3 <sup>ef</sup>	5 <sup>fgh</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	68 <sup>a</sup>	1.5 <sup>g</sup>	0.5 <sup>def</sup>	6 <sup>c</sup>	7 <sup>efg</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	21 <sup>ef</sup>	2.2 <sup>ef</sup>	1.0 <sup>cde</sup>	4 <sup>de</sup>	14 <sup>cd</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	15 <sup>g</sup>	1.6 <sup>g</sup>	1.0 <sup>bcd</sup>	2 <sup>gh</sup>	4 <sup>gh</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	53 <sup>b</sup>	3.6 <sup>ab</sup>	1.5 <sup>bc</sup>	7 <sup>b</sup>	17 <sup>c</sup>
Promedio	27	2.5	1.3	4	14
EEM	1	0.2	0.1	0.4	0.5
<b>Hierbas</b>					
<i>Coldenia greggii</i>	18 <sup>bc</sup>	3.7 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	3 <sup>b</sup>	8 <sup>b</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	29 <sup>a</sup>	2.1 <sup>b</sup>	0.9 <sup>ab</sup>	2 <sup>b</sup>	23 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	23 <sup>ab</sup>	2.2 <sup>b</sup>	1.1 <sup>a</sup>	6 <sup>a</sup>	22 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	15 <sup>c</sup>	2.1 <sup>b</sup>	0.9 <sup>ab</sup>	2 <sup>b</sup>	9 <sup>b</sup>
Promedio	21	2.5	0.8	3	16
EEM	1	0.2	0.2	1	1
<b>Cactáceas</b>					
<i>Opuntia imbricata</i>	118 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	5 <sup>c</sup>	10 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	103 <sup>b</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	7 <sup>b</sup>	8 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	68 <sup>c</sup>	0.7 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	10 <sup>a</sup>	23 <sup>a</sup>
Promedio	97	0.6	0.6	7	14
EEM	1	0.1	0.1	0.5	1
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>					
<i>Acacia shaffneri</i> V	8 <sup>f</sup>	1.7 <sup>e</sup>	0.5 <sup>b</sup>	1 <sup>f</sup>	7 <sup>e</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	15 <sup>e</sup>	3.3 <sup>c</sup>	0.9 <sup>ab</sup>	7 <sup>a</sup>	50 <sup>a</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	44 <sup>b</sup>	3.8 <sup>b</sup>	0.6 <sup>b</sup>	4 <sup>d</sup>	16 <sup>cd</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	79 <sup>a</sup>	3.3 <sup>c</sup>	0.5 <sup>b</sup>	5 <sup>c</sup>	9 <sup>de</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	37 <sup>c</sup>	3.1 <sup>c</sup>	0.8 <sup>ab</sup>	6 <sup>b</sup>	20 <sup>bc</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	34 <sup>d</sup>	3.2 <sup>c</sup>	1.1 <sup>a</sup>	4 <sup>d</sup>	26 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	4 <sup>g</sup>	2.7 <sup>d</sup>	0.5 <sup>b</sup>	1 <sup>f</sup>	16 <sup>cd</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	9 <sup>f</sup>	5.2 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	2 <sup>e</sup>	18 <sup>c</sup>
Promedio	29	3.3	0.6	4	20
EEM	1	0.1	0.2	0.2	1

a, b, c, d, e, f, g, h Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

### 5.1.2 Contenido de microminerales

Con excepción del Cu en las hierbas y cactáceas y el Zn en las arbóreas, todos los microminerales fueron significativamente diferentes ( $P < 0.05$ ) entre especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 5). La concentración de Cu en las arbóreas fue de 2 a 4  $\text{mg kg}^{-1}$ , en las arbustivas de 3 a 22 y en las flores, frutos y vainas de 5 a 14. Aparentemente, el 65.5% de las plantas estudiadas son deficientes en este elemento, solo el 34.48% entre las que se encuentra *A. constricta*, *A. canescens*, *C. wislizeni*, *C. pallida*, *L. tridentata*, *P. leavigata*, *C. greggii*, *J. dioica*, *O. imbricata* y las flores de *Yucca* spp, cubren los requerimientos recomendados de este mineral por la NRC (1981), los cuales son de 8 a 10  $\text{mg kg}^{-1}$  en la materia seca consumida. Las bajas concentraciones de Cu han sido reportadas en especies nativas de las regiones semiáridas del sur de Texas (Barnes *et al.*, 1990), así mismo, en el noreste de México las especies que se han evaluado han sido deficientes en Cu (Ramírez *et al.*, 2001; Ramírez *et al.*, 2006), por su parte Ramírez-Orduña *et al.* (2005 y 2008) también registraron deficiencias en una amplia variedad de especies nativas de Baja California Sur en las que se incluyen árboles, arbustivas, cactáceas, hierbas y pastos. Las bajas concentraciones de Cu en los forrajes nativos puede ser efecto del pH alto que existe en estas regiones (Olivares y Gutiérrez, 2003).

La concentración de Mn en las arbóreas fluctó entre 48 a 63  $\text{mg kg}^{-1}$ , en las arbustivas de 24 a 84, mientras que en las hierbas se registraron valores de 47 a 82, las cactáceas de 141 a 171 y las flores, frutos y vainas de 8 a 888. El 86% de las plantas satisfacen los requerimientos propuestos por la NRC (1981), los cuales son de 30 a 40  $\text{mg kg}^{-1}$  de la materia seca consumida, así pues solo el follaje de *C. eriophylla* (24  $\text{mg kg}^{-1}$ ), las vainas de *A. shaffneri* y *P. leavigata* (8 y 19, respectivamente) y las flores de *Yucca* spp (8), no cubren dichas necesidades.

Tabla 5  
 Contenido de microminerales (mg kg<sup>-1</sup> base seca) en especies nativas

Plantas	Microminerales, mg/kg base seca			
	Cu	Mn	Fe	Zn
<b>Árbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	2 <sup>b</sup>	48 <sup>b</sup>	208 <sup>a</sup>	16 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	4 <sup>a</sup>	63 <sup>a</sup>	54 <sup>b</sup>	16 <sup>a</sup>
Promedio	3	56	131	16
EEM	0.2	1	3	1
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	9 <sup>cd</sup>	60 <sup>bc</sup>	129 <sup>hi</sup>	18 <sup>ef</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	4 <sup>de</sup>	47 <sup>ef</sup>	153 <sup>gh</sup>	54 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	12 <sup>bc</sup>	66 <sup>b</sup>	112 <sup>i</sup>	71 <sup>a</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	3 <sup>e</sup>	24 <sup>g</sup>	162 <sup>g</sup>	14 <sup>f</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	9 <sup>cd</sup>	43 <sup>f</sup>	239 <sup>d</sup>	26 <sup>de</sup>
<i>Celtis pallida</i>	15 <sup>b</sup>	52 <sup>de</sup>	314 <sup>b</sup>	67 <sup>a</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	7 <sup>de</sup>	45 <sup>ef</sup>	193 <sup>ef</sup>	17 <sup>ef</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	4 <sup>de</sup>	47 <sup>ef</sup>	285 <sup>c</sup>	32 <sup>d</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	4 <sup>de</sup>	58 <sup>cd</sup>	167 <sup>fg</sup>	17 <sup>ef</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	22 <sup>a</sup>	84 <sup>a</sup>	374 <sup>a</sup>	62 <sup>ab</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	3 <sup>e</sup>	44 <sup>ef</sup>	218 <sup>de</sup>	33 <sup>cd</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	12 <sup>bc</sup>	43 <sup>f</sup>	155 <sup>gh</sup>	43 <sup>c</sup>
Promedio	9	51	208	38
EEM	1	2	4	4
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	12 <sup>a</sup>	57 <sup>b</sup>	257 <sup>b</sup>	60 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	6 <sup>a</sup>	47 <sup>b</sup>	356 <sup>a</sup>	64 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	12 <sup>a</sup>	53 <sup>b</sup>	293 <sup>ab</sup>	24 <sup>b</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	5 <sup>a</sup>	82 <sup>a</sup>	121 <sup>c</sup>	31 <sup>b</sup>
Promedio	8	60	257	45
EEM	1	2	2	3
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	14 <sup>a</sup>	141 <sup>b</sup>	41 <sup>c</sup>	16 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	7 <sup>a</sup>	149 <sup>b</sup>	59 <sup>b</sup>	89 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	4 <sup>a</sup>	171 <sup>a</sup>	145 <sup>a</sup>	16 <sup>b</sup>
Promedio	8	154	82	40
EEM	1	2	2	2
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	6 <sup>bc</sup>	8 <sup>f</sup>	140 <sup>b</sup>	46 <sup>bc</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	7 <sup>b</sup>	79 <sup>e</sup>	308 <sup>a</sup>	18 <sup>c</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	7 <sup>b</sup>	129 <sup>d</sup>	131 <sup>b</sup>	23 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	6 <sup>bc</sup>	184 <sup>c</sup>	88 <sup>c</sup>	109 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	5 <sup>bc</sup>	888 <sup>a</sup>	47 <sup>d</sup>	17 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	5 <sup>c</sup>	846 <sup>b</sup>	51 <sup>d</sup>	27 <sup>c</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	7 <sup>b</sup>	19 <sup>f</sup>	47 <sup>d</sup>	39 <sup>c</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	14 <sup>a</sup>	8 <sup>f</sup>	58 <sup>d</sup>	70 <sup>b</sup>
Promedio	7	270	109	44
EEM	1	7	3	3

a, b, c, d, e, f, g, h, i Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

Las necesidades de Fe (30-40 mg kg<sup>-1</sup>) sugeridas por la NRC (1981) para cabras en pastoreo, son cubiertas satisfactoriamente por todas las especies estudiadas en el presente trabajo, ya que en las arbóreas las concentraciones variaron entre 54 y 208 mg kg<sup>-1</sup>, en las arbustivas entre 112 y 374, en las hierbas de 121 a 356, en las cactáceas de 41 a 145 y en las flores, frutos y vainas entre 47 y 308. Autores como Ramírez *et al.* (2001 y 2006), han reportado valores satisfactorios de Fe en plantas nativas del noreste. Por su parte Ramírez-Orduña *et al.* (2005 y 2008) mencionan que las cabras consumen una amplia variedad de especies nativas en el noroeste de México, las cuales cubren los requerimientos de Fe en cabras adultas en pastoreo.

El contenido de Zn las arbustivas registraron cantidades entre 14 y 67 mg kg<sup>-1</sup>, las hierbas entre 24 y 64, las cactáceas entre 16 y 89 y el grupo de flores, frutos y vainas entre 17 y 109. Con los resultados antes mencionados, el 62% del total de las plantas evaluadas no cubren los requerimientos de Zn para cabras adultas en pastoreo, los cuales tienen un rango entre 40 y 50 mg kg<sup>-1</sup> (NRC, 1981). Autores como Ramírez-Orduña *et al.* (2005 y 2008) han reportado valores altos de Zn que en algunas especies nativas de Baja California Sur, por el contrario, Barnes *et al.* (1990) y Ramírez *et al.* (2006) reportaron concentraciones bajas de Zn en algunas especies nativas del sur de Texas y noreste de México, respectivamente. En general, se ha mencionado que el clima de las regiones, donde crecen las plantas, es un factor que influye en las concentraciones de minerales (Ramírez-Orduña *et al.*, 2005 y 2008), por lo que se es necesario realizar suplementar algunos minerales durante ciertas épocas del año (Barnes *et al.*, 1990; Ramírez *et al.*, 2001 y 2006; Cerrillo-Soto *et al.*, 2004).

## 5.2 Producción de gas *in vitro*

### 5.2.1 Parámetros de producción de gas *in vitro*

El gas producido por la fracción soluble (*a*) fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 6). El rango más alto se observó en las flores, frutos y vainas (-8 a 46 ml 500 mg<sup>-1</sup>), seguido por las cactáceas (12 a 26), las arbustivas (-18 a 16), las hierbas (-12 a 7) y las arbóreas (5 a 9). Los bajos resultados de la fracción *a*, registrados en las arbóreas son similares a los reportados por Kamalak *et al.* (2004) y Kamalak (2006), los cuales obtuvieron una media de 9 ml 500 mg<sup>-1</sup> en follaje de *Quercus* del sur de Turquía. Estos autores mencionan que la producción de gas a partir de esta fracción (*a*), es afectada por la madurez de las plantas.

Los valores negativos de la fracción (*a*), los cuales no concuerdan con el concepto de que esta fracción refleja la fermentación de la parte soluble del alimento. Los volúmenes iniciales de gas, tanto bajos como altos, pueden originar valores negativos en la fracción (*a*), razón por la cual los modelos sigmoideos podrían proporcionar un mejor ajuste de la curva de producción de gas (Blümmel y Becker, 1997).

El gas producido a partir de la fracción lentamente degradable (*b*) de los forrajes fue superior ( $P < 0.05$ ) en las arbustivas, con un rango entre -9 y 134 ml 500 mg<sup>-1</sup>, mientras que en las hierbas los registros fueron de 100 a 115, de 95 a 111 en las cactáceas, de 64 a 111 en las flores, frutos y vainas de y en las arbóreas de 54 a 74 ml/500mg. Kamalak *et al.* (2004), Kamalak (2006) y Ndlovu y Nherera (1997) obtuvieron valores de 145 a 162 y 88 ml 500 mg<sup>-1</sup>, respectivamente, los cuales son superiores a los encontrados en el presente estudio y a los de árboles nativos de Turquía y Zimbabwe en la fracción *b*. De la misma manera, Larbi *et al.* (1998) registraron un



amplio rango en un estudio realizado con árboles y arbustos (31-179 ml 500 mg<sup>-1</sup>) del oeste de África. Por su parte, Ben Salem *et al.* (2002) obtuvo un valor medio de 84 ml 500 mg<sup>-1</sup> en dietas a base de cactáceas; estos resultados son más bajos que los reportados en este trabajo con el grupo de cactáceas (media =101 ml 500 mg<sup>-1</sup>). Con excepción de *L. tridentata*, el resto de las plantas que se estudiaron se encuentran dentro del rango de 83 a 177 ml 500 mg<sup>-1</sup>, reportado por Blümmel y Becker (1997) en un trabajo realizado con una amplia variedad de forrajes.

La tasa constante de producción de gas (*c*) varió de 2 a 4 %h<sup>-1</sup> en las arbóreas, mientras que en las arbustivas el rango fue de 1 a 9, en las hierbas de 5 a 8, en las cactáceas de 5 a 10 y en las flores, frutos y vainas de 4 a 8. Esta fracción es muy importante para describir el proceso de digestión ruminal y para caracterizar los forrajes por su disponibilidad de nutrientes (Khazaal *et al.*, 1995). El 66% de los resultados de la fracción *c* reportados en el presente estudio, son más altos que la media (4.9) reportada por Blümmel y Becker (1997) para forrajes fibrosos, pero similares a los reportados por Cerrillo *et al.* (2006) quienes reportaron un rango de 6.1 a 6.4% en la fracción *c* de dietas consumidas por cabras manejadas en pastoreo, en regiones semiáridas; de la misma manera, estos autores mencionan que esto podría indicar que las cabras seleccionan especies vegetales con un alto contenido de PC y elevada digestibilidad. La producción potencial de gas (*a+b*) varió en la arbóreas de 59 a 83 ml 500 mg<sup>-1</sup>, en las arbustivas de 6 a 134, en las hierbas de 103 a 122, en las cactáceas de 118 a 123 y en las flores, frutos y vainas de 55 a 155.

Tabla 6

Parámetros de producción de gas *in vitro* de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo

Plantas	<b>a</b> ml 500 mg <sup>-1</sup>	<b>b</b> ml 500 mg <sup>-1</sup>	<b>c</b> %h <sup>-1</sup>	<b>a + b</b> ml 500 mg <sup>-1</sup>
<b>Árbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	5 <sup>b</sup>	54 <sup>b</sup>	4 <sup>a</sup>	59 <sup>b</sup>
<i>Quercus grisea</i>	9 <sup>a</sup>	74 <sup>a</sup>	2 <sup>b</sup>	83 <sup>a</sup>
Promedio	7	65	3	72
EEM	1	2	0.01	2
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	12 <sup>abc</sup>	105 <sup>d</sup>	6 <sup>b</sup>	118 <sup>b</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	7 <sup>de</sup>	86 <sup>gh</sup>	1 <sup>g</sup>	93 <sup>e</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	-9 <sup>g</sup>	119 <sup>bc</sup>	4 <sup>cde</sup>	110 <sup>bc</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	13 <sup>ab</sup>	94 <sup>fg</sup>	3 <sup>f</sup>	107 <sup>cd</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	12 <sup>abcd</sup>	121 <sup>b</sup>	6 <sup>bc</sup>	134 <sup>a</sup>
<i>Celtis pallida</i>	-18 <sup>h</sup>	134 <sup>a</sup>	9 <sup>a</sup>	115 <sup>bc</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	7 <sup>cde</sup>	84 <sup>h</sup>	4 <sup>def</sup>	92 <sup>e</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	-3 <sup>f</sup>	103 <sup>de</sup>	5 <sup>bcd</sup>	100 <sup>de</sup>
<i>Flourensia cernua</i>	5 <sup>e</sup>	111 <sup>cd</sup>	9 <sup>a</sup>	117 <sup>b</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	16 <sup>a</sup>	-9 <sup>j</sup>	2 <sup>g</sup>	6 <sup>g</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	15 <sup>a</sup>	95 <sup>ef</sup>	4 <sup>ef</sup>	111 <sup>bc</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	8 <sup>bcd</sup>	45 <sup>i</sup>	9 <sup>a</sup>	54 <sup>f</sup>
Promedio	6	91	5	96
EEM	2	2	0.01	2
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	5 <sup>ab</sup>	110 <sup>a</sup>	5 <sup>c</sup>	115 <sup>b</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	7 <sup>a</sup>	114 <sup>a</sup>	7 <sup>b</sup>	122 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	3 <sup>b</sup>	100 <sup>b</sup>	8 <sup>a</sup>	103 <sup>c</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	-12 <sup>c</sup>	115 <sup>a</sup>	8 <sup>ab</sup>	103 <sup>c</sup>
Promedio	0.9	110	7	111
EEM	0.9	2	0.02	2
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	21 <sup>b</sup>	96 <sup>b</sup>	5 <sup>b</sup>	118 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	26 <sup>a</sup>	95 <sup>b</sup>	5 <sup>b</sup>	121 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	12 <sup>c</sup>	111 <sup>a</sup>	10 <sup>a</sup>	123 <sup>a</sup>
Promedio	20	101	6	121
EEM	1	1	0.003	1
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	27 <sup>c</sup>	110 <sup>a</sup>	4 <sup>c</sup>	138 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	-8 <sup>e</sup>	64 <sup>d</sup>	8 <sup>a</sup>	55 <sup>e</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	23 <sup>c</sup>	81 <sup>c</sup>	5 <sup>b</sup>	105 <sup>d</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	36 <sup>b</sup>	83 <sup>c</sup>	4 <sup>c</sup>	119 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	46 <sup>a</sup>	108 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	155 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	43 <sup>a</sup>	96 <sup>b</sup>	8 <sup>a</sup>	139 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	23 <sup>c</sup>	81 <sup>c</sup>	5 <sup>b</sup>	104 <sup>d</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	16 <sup>d</sup>	111 <sup>a</sup>	7 <sup>a</sup>	127 <sup>c</sup>
Promedio	26	92	6	118
EEM	1	2	0.004	2

a, b, c, d, e, f, g, h, i, j Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de las medias; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

**a** = gas producido por la fracción instantáneamente soluble; **b** = gas producido por la fracción insoluble, pero de lenta fermentación; **c** = tasa constante de producción de gas y **a + b** = producción potencial de gas.

La fracción **a** fue afectada negativamente por el contenido de PC ( $r = -0.48$ ;  $P < 0.001$ ), FDN ( $r = -0.28$ ;  $P < 0.01$ ) y PM ( $r = -0.49$ ;  $P < 0.001$ ; Tabla 7). Por el contrario, Kamalak (2006) y Cerrillo *et al.* (2006) reportaron correlaciones positivas entre la fracción **a** y el contenido de PC en árboles y en dietas de cabras en pastoreo, respectivamente. Esta misma fracción se relacionó positivamente con el contenido de EE ( $r = 0.35$ ;  $P < 0.001$ ), con la cantidad de EM sin y con PEG ( $r = 0.38$  y  $r = 0.50$ ;  $P < 0.001$ , respectivamente).

La fracción **b** fue afectada negativamente por el contenido de FDA ( $r = -0.29$ ;  $P < 0.01$ ) y celulosa ( $r = -0.27$ ;  $P < 0.01$ ); y en forma positiva por el contenido en EM en las muestras sin y con PEG ( $r = 0.73$ ;  $P < 0.01$  y  $r = 0.44$ ;  $P < 0.01$ , respectivamente). La fracción **c** se correlacionó negativamente con la FDN y con la cantidad de EM sin PEG ( $r = -0.33$ ;  $P < 0.01$  y  $r = -0.29$ ;  $P < 0.01$ , respectivamente). Estos resultados negativos entre las fracciones **b** y **c** con el contenido de la pared son similares a los reportados por Nsahlai *et al.* (1994), Ndlovu y Nherera (1997), Larbi *et al.* (1998) y Kamalak (2006) en arbustivas y arbóreas de diferentes regiones del mundo.

La producción potencial de gas se correlacionó negativamente con el contenido de FDN ( $r = -0.39$ ;  $P < 0.001$ ) y positivamente con el contenido de EE ( $r = 0.31$ ;  $P < 0.001$ ) y la cantidad de EM sin y con PEG ( $r = 0.80$ ;  $P < 0.001$  y  $r = 0.63$ ;  $P < 0.001$ ). El efecto negativo de los componentes de la pared celular de los forrajes sobre los parámetros de producción de gas *in vitro*, ha sido reportado por diversos autores (Getachew *et al.*, 2004; Cerrillo *et al.*, 2006; Juárez *et al.*, 2006; Kamalak *et al.*, 2004; Kamalak, 2006) en una amplia variedad de muestras de forrajes.

Tabla 7  
 Correlaciones (r) entre los parámetros de producción de gas *in vitro* y la composición química de 29  
 especies nativas

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a+ b</b>
PC	-0.48 ***	0.10	0.07	-0.18
FDN	-0.28**	-0.29**	-0.33**	-0.39***
FDA	-0.13	-0.23	-0.22	-0.26
Lignina	-0.23	-0.11	-0.24	-0.22
Hemicelulosa	-0.26	-0.11	-0.20	-0.24
Celulosa	-0.04	-0.27**	-0.18	-0.24
TC	-0.11	-0.17	0.28**	-0.20
EE	0.35***	0.13	-0.06	0.31**
PM	-0.49***	0.12	0.09	-0.17
PS	-0.15	-0.21	-0.16	-0.26
EM sin PEG	0.38***	0.73***	-0.29**	0.80***
EM con PEG	0.50***	0.44***	-0.08	0.63***

\*\* P <0.01 \*\*\* P <0.001

La forma en que se encuentran distribuidos los polisacáridos en la pared celular y el efecto de ataque de los microorganismos ruminales sobre las partículas, podría ser alguna de las causas de las correlaciones negativas que se registraron entre la composición química y los componentes de la pared celular (Cheng *et al.*, 1984 Kamalak (2006) y, en consecuencia, sobre la producción de gas.

### **5.2.2 Efecto del PEG sobre los parámetros de producción de gas *in vitro***

Al agregar PEG a las muestras de follaje estudiadas, se observaron diferencias ( $P < 0.05$ ) en los parámetros de producción de gas *in vitro* (Tablas 8 y 9). El gas producido por la fracción soluble (*a*), fue superior cuando se adicionó PEG al follaje de *Q. eduardii* (12 ml 500 mg<sup>-1</sup>), *C. eriophyla* (28), *C. wislizeni* (17.3), *M. biuncifera* (27), *C. greggii* (7), *P. incanum* (-6); asimismo, los valores de los frutos de *O. leptocaulis* (44) y flores de *Yucca* spp (18) fueron superiores al adicionar PEG respecto a los registros que se obtuvieron sin este compuesto. Sin embargo, la fracción *a* en el follaje de *C. parvifolia* (-3), *L. tridentata* (16 ml 500 mg<sup>-1</sup>) y *P. leavigata* (9) fue superior cuando se incubó sin la presencia de PEG (Tabla 8). Las diferencias entre el gas producido sin y con PEG, muestran el efecto negativo que ejercen los taninos sobre los parámetros de fermentación; asimismo, los resultados sugieren la supresión de la actividad nociva de los TC en presencia de PEG, con el consecuente incremento en la producción de gas *in vitro*, debido al crecimiento de la población microbiana que utiliza los nutrientes liberados y disponibles (Makkar, 2003).

Tabla 8  
Parámetros de producción de gas *in vitro* con y sin PEG 6000 en especies nativas

Plantas	a, ml 500 mg <sup>-1</sup>				b, ml 500 mg <sup>-1</sup>			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Arbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	12 <sup>a</sup>	5 <sup>b</sup>	9	1	72 <sup>a</sup>	54 <sup>b</sup>	63	1
<i>Quercus grisea</i>	9 <sup>a</sup>	9 <sup>a</sup>	9	1	87 <sup>a</sup>	74 <sup>b</sup>	82	1
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	11 <sup>a</sup>	12 <sup>a</sup>	12	2	116 <sup>a</sup>	105 <sup>b</sup>	110	3
<i>Acacia shaffneri</i>	7 <sup>a</sup>	7 <sup>a</sup>	7	1	93 <sup>a</sup>	86 <sup>a</sup>	89	3
<i>Atriplex canescens</i>	-9 <sup>a</sup>	-9 <sup>a</sup>	-9	1	126 <sup>a</sup>	119 <sup>a</sup>	122	2
<i>Calliandra eriophylla</i>	28 <sup>a</sup>	13 <sup>b</sup>	21	1	87 <sup>b</sup>	94 <sup>a</sup>	90	2
<i>Cassia wislizeni</i>	17 <sup>a</sup>	12 <sup>b</sup>	14	1	114 <sup>b</sup>	121 <sup>a</sup>	117	1
<i>Celtis pallida</i>	-18 <sup>a</sup>	-18 <sup>a</sup>	-18	2	137 <sup>a</sup>	134 <sup>a</sup>	136	2
<i>Condalia lyciodes</i>	8 <sup>a</sup>	7 <sup>a</sup>	8	1	95 <sup>a</sup>	84 <sup>b</sup>	89	1
<i>Cordia parvifolia</i>	-7 <sup>b</sup>	-3 <sup>a</sup>	-5	1	109 <sup>a</sup>	103 <sup>b</sup>	106	1
<i>Flourenzia cernua</i>	7 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	6	0.3	111 <sup>a</sup>	111 <sup>a</sup>	111	2
<i>Larrea tridentata</i>	-7 <sup>b</sup>	16 <sup>a</sup>	5	2	82 <sup>a</sup>	-10 <sup>b</sup>	36	3
<i>Mimosa biuncifera</i>	27 <sup>a</sup>	16 <sup>b</sup>	21	1	104 <sup>a</sup>	95 <sup>a</sup>	100	4
<i>Prosopis leavigata</i>	8 <sup>b</sup>	9 <sup>a</sup>	8	0.4	48 <sup>a</sup>	45 <sup>a</sup>	46	1
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	7 <sup>a</sup>	5 <sup>b</sup>	6.1	0.6	118 <sup>a</sup>	110 <sup>b</sup>	114	2
<i>Dalea bicolor</i>	7 <sup>a</sup>	7 <sup>a</sup>	7	1	126 <sup>a</sup>	114 <sup>b</sup>	120	1
<i>Jatropha dioica</i>	5 <sup>a</sup>	3 <sup>a</sup>	4	1	102 <sup>a</sup>	100 <sup>a</sup>	101	3
<i>Panthenium incanum</i>	-6 <sup>a</sup>	-12 <sup>b</sup>	-8.8	2	107 <sup>b</sup>	115 <sup>a</sup>	111	3
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	21 <sup>a</sup>	21 <sup>a</sup>	21.4	0.2	95 <sup>a</sup>	97 <sup>a</sup>	95	3
<i>Opuntia leptocaulis</i>	27 <sup>a</sup>	26 <sup>a</sup>	27.1	1	96 <sup>a</sup>	95 <sup>a</sup>	95	2
<i>Opuntia leucotricha</i>	12 <sup>a</sup>	12 <sup>a</sup>	12.3	1	94 <sup>b</sup>	111 <sup>a</sup>	102	2
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	30 <sup>a</sup>	28 <sup>a</sup>	28.9	1	105 <sup>a</sup>	111 <sup>a</sup>	108	3
<i>Atriplex canescens</i> F	-9 <sup>a</sup>	-8 <sup>a</sup>	-8.7	1	65 <sup>a</sup>	64 <sup>a</sup>	65	2
<i>Opuntia imbricata</i> F	21 <sup>a</sup>	23 <sup>a</sup>	22.1	2	83 <sup>a</sup>	82 <sup>a</sup>	82	2
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	44 <sup>a</sup>	36 <sup>b</sup>	39.9	2	81 <sup>a</sup>	84 <sup>a</sup>	82	3
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	44 <sup>a</sup>	46 <sup>a</sup>	45.7	1	113 <sup>a</sup>	109 <sup>a</sup>	111	2
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	42 <sup>a</sup>	43 <sup>a</sup>	42.8	2	104 <sup>a</sup>	96 <sup>b</sup>	100	1
<i>Prosopis leavigata</i> V	22 <sup>a</sup>	27 <sup>a</sup>	22.9	2	87 <sup>a</sup>	81 <sup>a</sup>	84	4
<i>Yucca</i> spp FL	18 <sup>a</sup>	16 <sup>b</sup>	17.4	1	112 <sup>a</sup>	111 <sup>a</sup>	111	1

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05). **a** = gas producido por la fracción instantáneamente soluble; **b** = gas producido por la fracción insoluble, pero de lenta fermentación; EEM = error estándar de las medias; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

El gas producido por la fracción insoluble pero de lenta fermentación (**b**), fue superior cuando se incubó con PEG en *Q. eduardii* (72 ml 500 mg<sup>-1</sup>), *Q. grisea* (87), *A. constricta* (116), *C. lyciodes* (95), *C. parvifolia* (109), *L. tridentata* (82), *C. greggii* (118), *D. bicolor* (126) y tunas rojas de *O. leucotricha* (104). Por el contrario el gas producido por esta fracción en el follaje de *C. eriophyla* (94 ml 500 mg<sup>-1</sup>), *C. wislizeni* (121), *P. incanum* (115) y *O. leucotricha* (111) fue mayor cuando no se adicionó PEG (Tabla 8). El follaje de *Quercus* posee compuestos secundarios que pudieran afectar la producción de gas *in vitro* (Nastis y Malechek, 1981); sin embargo, se ha demostrado que en este tipo de follaje, la producción de gas que se genera a partir de la fracción **b**, se incrementa cuando se añade PEG a las muestras, debido a la inactivación de los taninos, lo cual incrementa la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento microbiano (Makkar, 2003; Singh *et al.*, 2005; Yousef y Rouzbehan, 2008).

El incremento en la producción de gas al agregar PEG a muestras del género *Acacia*, es un indicio de la recuperación de nutrientes para los microbios ruminales (Rubanza *et al.*, 2005), situación que ocurre también con el incremento en la digestibilidad de la PC y la retención de N cuando se agrega PEG (10-20 g) diariamente a dietas ricas en taninos. Estos incrementos en la disponibilidad de nutrientes y del N, se deben a la formación de enlaces del PEG con la proteína, celulosa, hemicelulosa y pectina, y se reflejan en aumentos en la ganancia diaria de peso en los rumiantes (Salem *et al.*, 2005; McSweeney *et al.*, 2001; Khazaal *et al.*, 1996).

En presencia de PEG, la mayor tasa constante de producción de gas (**c**) se registro en *Q. grisea* (3 %h), *A. constricta* (10), *A. shaffneri* (3), *C. eriophyla* (6), *C. lyciodes* (7), *L. tridentata* (13), *M. biuncifera* (7), *D. bicolor* (10), *J. dioica* (10), *P. incanum* (9), vainas de *A. shaffneri* (10) y vainas de *P. leavigata* (6) (Tabla 9). Mientras

tanto, en las especies *C. parvifolia*, *C. greggi* (6) y *O. leucotricha* (10) los valores más altos se registraron cuando se incubó sin este compuesto. Los resultados del presente estudio concuerdan con lo reportado por Pinto *et al.* (2002), quienes mencionan efectos positivos al adicionar PEG, sobre la tasa de producción de gas *in vitro* en frutos de árboles. La incorporación de PEG no afectó de manera uniforme a los substratos estudiados. La producción potencial de gas (**a+b**) se incrementó con la adición de PEG en 41% de las especies estudiadas, mientras tanto, el 3% se vió afectada negativamente por la adición del compuesto y en el 55% de las especies no se registraron diferencias.

Las correlaciones entre la composición química y los parámetros de producción de gas *in vitro* en muestras adicionadas con PEG, se presentan en la Tabla 10. La fracción **a** se vio afectada negativamente por el contenido de PC ( $r = -0.45$ ;  $P < 0.001$ ), FDN ( $r = -0.28$ ;  $P < 0.01$ ), hemicelulosa ( $r = -0.29$ ;  $P < 0.01$ ) y PM ( $r = -0.44$ ;  $P < 0.001$ ) de las muestras. Por el contrario, cuando se adiciono PEG, el contenido TC ( $r = 0.67$ ;  $P < 0.001$ ), EE ( $r = 0.31$ ;  $P < 0.01$ ), y EM con PEG ( $r = 0.53$ ;  $P < 0.001$ ) incrementaron la fracción **a**. La fracción **b** disminuyó al aumentar el contenido de FDN ( $r = -0.36$ ;  $P < 0.001$ ), FDA ( $r = -0.29$ ;  $P < 0.01$ ) y celulosa ( $r = -0.34$ ;  $P < 0.001$ ). Asimismo, al adicionar PEG, el contenido de TC ( $r = 0.50$ ;  $P < 0.001$ ), PM ( $r = 0.29$ ;  $P < 0.01$ ), la EM ( $r = 0.62$ ;  $P < 0.001$ ) y EM ( $r = 0.37$ ;  $P < 0.001$ ) incrementaron el contenido de la fracción **b**. La tasa constante de producción de gas **c** se vio afectada negativamente al incrementar el valor de FDN ( $r = -0.50$ ;  $P < 0.001$ ), hemicelulosa ( $r = -0.4$ ;  $P < 0.001$ ) y PS ( $r = -0.27$ ;  $P < 0.01$ ). Adicionalmente, al adicionar PEG a las muestras, la PC ( $r = 0.30$ ;  $P < 0.01$ ) y TC ( $r = 0.35$ ;  $P < 0.001$ ) aumentaron la tasa de **c**.



Tabla 9

Características de producción de gas *in vitro* con y sin PEG 6000 especies nativas

Plantas	c, % h <sup>-1</sup>				a+b, ml 500 mg <sup>-1</sup>			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Árbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	5 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	5	0.1	84 <sup>a</sup>	59 <sup>b</sup>	71	4
<i>Quercus grisea</i>	3 <sup>a</sup>	2 <sup>b</sup>	2	0.1	97 <sup>a</sup>	84 <sup>b</sup>	91	1
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	10 <sup>a</sup>	7 <sup>b</sup>	8	0.2	127 <sup>a</sup>	118 <sup>b</sup>	122	1
<i>Acacia shaffneri</i>	3 <sup>a</sup>	3 <sup>b</sup>	3	0.1	99 <sup>a</sup>	93 <sup>a</sup>	96	4
<i>Atriplex canescens</i>	4 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	5	0.3	115 <sup>a</sup>	110 <sup>a</sup>	112	3
<i>Calliandra eriophylla</i>	6 <sup>a</sup>	3 <sup>b</sup>	5	0.1	115 <sup>a</sup>	107 <sup>b</sup>	111	2
<i>Cassia wislizeni</i>	7 <sup>a</sup>	6 <sup>a</sup>	6	0.4	131 <sup>a</sup>	134 <sup>a</sup>	132	1
<i>Celtis pallida</i>	9 <sup>a</sup>	10 <sup>a</sup>	9	0.1	119 <sup>a</sup>	115 <sup>a</sup>	117	2
<i>Condalia lyciodes</i>	7 <sup>a</sup>	4 <sup>b</sup>	6	0.2	103 <sup>a</sup>	92 <sup>b</sup>	97	1
<i>Cordia parvifolia</i>	5 <sup>b</sup>	6 <sup>a</sup>	5	0.2	102 <sup>a</sup>	100 <sup>b</sup>	101	0.2
<i>Flourenzia cernua</i>	11 <sup>a</sup>	10 <sup>a</sup>	10	0.1	119 <sup>a</sup>	117 <sup>a</sup>	118	1
<i>Larrea tridentata</i>	13 <sup>a</sup>	2 <sup>b</sup>	7	0.01	75 <sup>a</sup>	7 <sup>b</sup>	40	3
<i>Mimosa biuncifera</i>	7 <sup>a</sup>	4 <sup>b</sup>	6	0.3	132 <sup>a</sup>	111 <sup>b</sup>	121	5
<i>Prosopis leavigata</i>	9 <sup>a</sup>	9 <sup>a</sup>	9	0.1	55 <sup>a</sup>	54 <sup>a</sup>	54	1
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	5 <sup>b</sup>	6 <sup>a</sup>	5	0.1	125 <sup>a</sup>	115 <sup>b</sup>	120	2
<i>Dalea bicolor</i>	10 <sup>a</sup>	8 <sup>b</sup>	9	0.3	138 <sup>a</sup>	122 <sup>b</sup>	127	0.5
<i>Jatropha dioica</i>	10 <sup>a</sup>	8 <sup>b</sup>	9	0.2	105 <sup>a</sup>	103 <sup>a</sup>	104	2
<i>Panthenium incanum</i>	9 <sup>a</sup>	8 <sup>b</sup>	9	0.3	101 <sup>a</sup>	103 <sup>a</sup>	102	2
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	5 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	5	0.2	117 <sup>a</sup>	118 <sup>a</sup>	117	3
<i>Opuntia leptocaulis</i>	4 <sup>a</sup>	4 <sup>a</sup>	4	0.2	124 <sup>a</sup>	121 <sup>a</sup>	123	1
<i>Opuntia leucotricha</i>	8 <sup>b</sup>	10 <sup>a</sup>	9	0.5	106 <sup>b</sup>	123 <sup>a</sup>	115	1
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	10 <sup>a</sup>	4 <sup>b</sup>	7	0.1	134 <sup>a</sup>	138 <sup>a</sup>	137	4
<i>Atriplex canescens</i> F	9 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	8	0.01	57 <sup>a</sup>	55 <sup>a</sup>	56	1
<i>Opuntia imbricata</i> F	6 <sup>a</sup>	5 <sup>a</sup>	6	0.1	105 <sup>a</sup>	105 <sup>a</sup>	105	3
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	4 <sup>a</sup>	4 <sup>a</sup>	4	0.1	125 <sup>a</sup>	119 <sup>b</sup>	122	1
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	9 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	9	0.1	156 <sup>a</sup>	155 <sup>a</sup>	157	5
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	8 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	8	0.1	147 <sup>a</sup>	139 <sup>b</sup>	143	2
<i>Prosopis leavigata</i> V	6 <sup>a</sup>	5 <sup>b</sup>	6	0.04	110 <sup>a</sup>	104 <sup>a</sup>	107	4
<i>Yucca</i> spp FL	8 <sup>a</sup>	8 <sup>a</sup>	8	0.1	131 <sup>a</sup>	127 <sup>a</sup>	129	2

<sup>a, b</sup> Medias dentro de lineas con diferente literal son diferentes (P<0.05). **c** = tasa constante de producción de gas y **a + b** = producción potencial de gas; EEM = error estándar de las medias; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

La fracción **a+b**, se correlacionó negativamente, en muestras a las que se agregó PEG, con la FDN ( $r = -0.50$ ;  $P < 0.001$ ), FDA ( $r = -0.30$ ;  $P < 0.01$ ), hemicelulosa ( $r = -0.33$ ;  $P < 0.01$ ) y celulosa ( $r = -0.31$ ;  $P < 0.01$ ). Sin embargo, la fracción **a+b** aumentó conforme se incrementó el contenido de TC ( $r = 0.88$ ;  $P < 0.001$ ), EE ( $r = 0.28$ ;  $P < 0.01$ ), y EM ( $r = 0.67$ ;  $P < 0.001$ ). Las correlaciones negativas entre la composición química de las plantas y las fracciones de producción de gas *in vitro*, ya han sido reportadas por autores como Cerrillo *et al.* (2006), los cuales destacaron el efecto negativo que ejercen los compuestos de la pared celular sobre la producción de gas *in vitro*.

### **5.2.3 Energía metabolizable**

Los resultados de producción de gas *in vitro* a 24 h de incubación, el contenido de EE y de EM de cada grupo de plantas estudiadas se presenta en la Tabla 11. La producción de gas *in vitro* a 24 h fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre especies y dentro de cada grupo de plantas. En las arbóreas produjeron de 13 a 15 ml 200 mg<sup>-1</sup>, las arbustivas de 5 a 40, las hierbas de 35-51, las cactáceas de 32 a 37 y las flores, frutos y vainas de 19-51. Getachew *et al.* (2002) reportaron valores entre 10.2 y 97.6 ml 200 mg<sup>-1</sup> para estimaciones de esta variable en arbustos tropicales de Etiopía, valores que son superiores al grupo de arbustivas, reportados en este trabajo.

Tabla 10  
 Correlaciones (r) entre los parámetros de producción de gas *in vitro* adicionando PEG y la composición química de 29 especies nativas

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a+ b</b>
PC	-0.45***	0.23	0.30**	-0.12
FDN	-0.28**	-0.36***	-0.50***	-0.50***
FDA	-0.09	-0.29**	-0.19	-0.30**
Lignina	-0.16	-0.11	-0.10	-0.21
Hemicelulosa	-0.29**	-0.15	-0.44***	-0.33**
Celulosa	-0.03	-0.34***	-0.22	-0.31**
TC	0.67***	0.50***	0.35***	0.88***
EE	0.31**	0.07	0.16	0.28**
PM	-0.44***	0.29**	0.23	-0.06
PS	-0.10	-0.16	-0.27**	-0.20
EM sin PEG	0.28**	0.62***	0.20	0.70***
EM con PEG	0.53***	0.37***	0.14	0.67***

\*\* P<0.01 \*\*\* P<0.001

Con excepción de las cactáceas, el contenido de EE fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre especies dentro de los cuatro grupos restantes. En las arbóreas, los porcentajes registrados fueron de 0.55 a .92, en las arbustivas de 0.92 a 6.0, en las hierbas de 1.44 a 2.87, mientras que en las flores, frutos y vainas se observaron valores de 0.88 a 7.49%.

El contenido de EM en las arbóreas varió entre 1.0 y 1.13 (Mcal  $\text{kg}^{-1}$ ), en las arbustivas de 0.89 a 2.00, en las hierbas de 1.88 a 2.35, en las cactáceas de 1.63 a 1.80 y en el grupo de flores, frutos y vainas los valores variaron de 1.22 a 2.27. Yousef y Rouzbehan (2008) reportaron valores de 1.59-1.75 Mcal  $\text{kg}^{-1}$  en *Quercus*, tales resultados son mayores a los registrados en este trabajo con *Quercus* (promedio = 1.09). Por su parte, Kamalak (2006) reportó valores de EM en árboles nativos de Turquía entre 2.4 y 2.8 Mcal  $\text{kg}^{-1}$ , los cuales son superiores a los rangos obtenidos en este trabajo en el grupo de árboles.

Los carbohidratos que se localizan en el contenido celular de los forrajes (glúcidos simples) son solubles en la saliva y en el líquido ruminal, siendo de esta manera utilizados rápidamente por los microorganismos ruminales. Así, los valores de EM más altos registrados para las especies vegetales estudiadas, podrían explicarse a través de los altos contenidos en este tipo de compuestos químicos y por la acción rápida de los microorganismos ruminales (Jarrige, 1988). Los rumiantes también obtienen energía de los carbohidratos estructurales de los forrajes (celulosa y hemicelulosa), sometidos, sucesivamente, a la acción mecánica de la masticación, la rumia y la acción enzimática de los microorganismos, por lo que la cantidad de energía que obtienen los rumiantes de los forrajes depende de dos características: del consumo y de la digestibilidad del forraje.

Tabla 11

Producción de gas *in vitro* a 24 h, extracto etéreo y energía metabolizable de 29 especies nativas

	Gas 24 h, ml 200 mg <sup>-1</sup>	EE, %	EM, Mcal kg <sup>-1</sup>
<b>Arbóreas</b>			
<i>Quercus eduardii</i>	13.0 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	1.05 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	15.2 <sup>a</sup>	0.9 <sup>a</sup>	1.13 <sup>a</sup>
Promedio	14.1	0.7	1.09
EEM	1.0	0.04	0.03
<b>Arbustivas</b>			
<i>Acacia constricta</i>	38.2 <sup>b</sup>	1.6 <sup>cdef</sup>	2.00 <sup>a</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	14.0 <sup>h</sup>	1.4 <sup>defg</sup>	1.19 <sup>g</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	30.8 <sup>d</sup>	0.9 <sup>fg</sup>	1.70 <sup>c</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	26.2 <sup>e</sup>	2.1 <sup>bcd</sup>	1.53 <sup>d</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	40.4 <sup>a</sup>	2.6 <sup>b</sup>	1.98 <sup>a</sup>
<i>Celtis pallida</i>	38.6 <sup>b</sup>	1.7 <sup>cde</sup>	1.98 <sup>a</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	18.4 <sup>g</sup>	2.1 <sup>bc</sup>	1.32 <sup>f</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	29.4 <sup>d</sup>	0.9 <sup>g</sup>	1.65 <sup>c</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	33.6 <sup>c</sup>	6.0 <sup>a</sup>	1.84 <sup>b</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	5.6 <sup>i</sup>	0.9 <sup>fg</sup>	0.89 <sup>h</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	20.2 <sup>f</sup>	1.3 <sup>efg</sup>	1.40 <sup>e</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	25.0 <sup>e</sup>	1.4 <sup>efg</sup>	1.57 <sup>d</sup>
Promedio	26.7	1.9	1.58
EEM	0.4	0.1	0.01
<b>Hierbas</b>			
<i>Coldenia greggii</i>	51.8 <sup>a</sup>	1.4 <sup>b</sup>	2.35 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	39.8 <sup>b</sup>	1.4 <sup>b</sup>	2.01 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	36.2 <sup>c</sup>	2.8 <sup>a</sup>	1.90 <sup>c</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	35.4 <sup>c</sup>	1.8 <sup>b</sup>	1.88 <sup>c</sup>
Promedio	40.8	1.9	2.04
EEM	0.5	0.2	0.02
<b>Cactáceas</b>			
<i>Opuntia imbricata</i>	32.0 <sup>b</sup>	1.0 <sup>a</sup>	1.63 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	35.6 <sup>b</sup>	1.2 <sup>a</sup>	1.76 <sup>ab</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	37.2 <sup>a</sup>	1.0 <sup>a</sup>	1.80 <sup>a</sup>
Promedio	34.9	1.0	1.73
EEM	1.0	1.0	0.03
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>			
<i>Acacia shaffneri</i> V	37.0 <sup>c</sup>	1.2 <sup>f</sup>	1.87 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	19.4 <sup>e</sup>	0.7 <sup>g</sup>	1.22 <sup>d</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	34.2 <sup>cd</sup>	7.4 <sup>a</sup>	1.79 <sup>bc</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	34.0 <sup>cd</sup>	2.3 <sup>d</sup>	1.70 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	51.6 <sup>a</sup>	4.3 <sup>b</sup>	2.27 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	49.8 <sup>a</sup>	3.9 <sup>c</sup>	2.22 <sup>a</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	32.6 <sup>d</sup>	1.6 <sup>e</sup>	1.75 <sup>bc</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	42.6 <sup>b</sup>	0.8 <sup>g</sup>	2.17 <sup>a</sup>
Promedio	37.6	2.8	1.87
EEM	1.0	0.03	0.03

EE = extracto etéreo; EM = energía metabolizable; EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

a, b, c, d, e, f, g, h, i Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05).

Sin embargo, estas características disminuyen conforme el ciclo vegetativo de las plantas avanza, ya que las células vegetales pierden su contenido celular al incrementar sus proporciones de tejidos lignificados y, por tanto, la pared celular es más grande (Jarrige, 1988). Esta última característica podría ser la causante de los bajos valores de EM en el grupo de arbóreas, ya que el follaje que se tomó como muestra pertenece a hojas maduras.

Por otro lado, las tunas del género *Opuntia* y las vainas de *Prosopis* tienen una gran cantidad de carbohidratos solubles, lo que pudo haber influido en gran medida sobre los altos valores de gas producido a 24 h y, en consecuencia, de EM que se registraron en el grupo de flores, frutos y vainas. (Tegegne, 2003; Meyer *et al.*, 1986). Se han reportado valores mayores (2.1-3.1 Mcal kg<sup>-1</sup>) a los obtenidos en el presente trabajo (Getachew *et al.*, 2004; Getachew *et al.*, 2005) para heno de alfalfa, grano de maíz, harina de canola, harina de soya y remolacha. Aproximadamente en 72% de las plantas estudiadas en este trabajo, se registraron valores inferiores a 2.00 Mcal kg<sup>-1</sup> y 28% de las especies restantes entre las que se encuentran *A. constricta*, *C. wislizeni*, *C. pallida*, *C. greggii*, *D. bicolor*, tunas blancas y rojas de *O. leucotricha* y las flores de *Yucca* spp, ofrecen una cantidad de EM satisfactoria para cubrir los requerimientos de cabras adultas para mantenimiento en actividad media (> 2.0 Mcal kg<sup>-1</sup>; NRC, 2007).

#### **5.2.4 Efecto del PEG sobre la concentración de energía metabolizable**

Se observaron diferencias (P<0.05) en los valores de EM cuando se adicionó PEG en 8 especies de las 29 que se estudiaron (Tabla 12). En el follaje de arbóreas los valores de EM fueron diferentes (P<0.05) cuando se adiciono PEG a *Q. grisea* (1.33 y

1.13 Mcal kg<sup>-1</sup>, con y sin PEG) aumentando los valores en presencia de este compuesto. Yousef y Rouzbehan (2008) obtuvieron mayores valores de EM en *Quercus* cuando se adicionó PEG, así mismo, estos valores son mayores (1.63-1.84) a los que se obtuvieron en el presente trabajo con el follaje de *Quercus* (1.15-1.33). En las arbustivas el follaje de *A. constricta* (2.21 y 2.00 Mcal kg<sup>-1</sup>, con y sin PEG respectivamente), *A. shaffneri* (1.64 y 1.19), *C. eriophyla* (1.88 y 1.53), *C. lyciodes* (1.65 y 1.32), *L. tridentata* (1.61 y 0.89) y *M. biuncifera* (1.83 y 1.40) mostraron valores superiores cuando se adicionó PEG. Dentro del grupo de flores, frutos y vainas solo las vainas de *A. shaffneri* (2.26 y 1.87 Mcal kg<sup>-1</sup>) aumentaron en presencia del compuesto.

Por otro lado en 2 de las 29 especies se presentó una diferencia significativa (P<0.05) inversa, es decir, la presencia de PEG afectó los valores de EM, siendo menores cuando se adicionó el compuesto, este efecto se observó en el follaje de *P. leavigata* (1.36 y 1.57 Mcal kg<sup>-1</sup>, con y sin PEG respectivamente) y en *C. greggii* (1.83 y 2.35).

La mayoría de las plantas (19) restantes no mostraron diferencias significativas al adicionarles PEG, pero sí un ligero aumento en sus valores de EM cuando se adicionó el compuesto, por lo que aumentó el porcentaje de plantas que cubren los requerimientos de mantenimiento de EM para cabras en pastoreo (2.00 Mcal kg<sup>-1</sup>, NRC, 2007) de un 28% sin PEG a un 38% al adicionar PEG.

Tabla 12  
 Contenido de energía metabolizable con y sin PEG 6000

Plantas	EM, Mcal kg <sup>-1</sup> base seca			
	Con	Sin	Media	EEM
<b>Arbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	1.15 <sup>a</sup>	1.05 <sup>a</sup>	1.10	0.1
<i>Quercus grisea</i>	1.33 <sup>a</sup>	1.13 <sup>b</sup>	1.23	0.02
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	2.21 <sup>a</sup>	2.00 <sup>b</sup>	2.1	0.01
<i>Acacia shaffneri</i>	1.64 <sup>a</sup>	1.19 <sup>b</sup>	1.41	0.06
<i>Atriplex canescens</i>	1.68 <sup>a</sup>	1.70 <sup>a</sup>	1.69	0.02
<i>Calliandra eriophylla</i>	1.88 <sup>a</sup>	1.53 <sup>b</sup>	1.70	0.03
<i>Cassia wislizeni</i>	2.11 <sup>a</sup>	1.98 <sup>a</sup>	2.04	0.1
<i>Celtis pallida</i>	1.94 <sup>a</sup>	1.98 <sup>a</sup>	1.96	0.01
<i>Condalia lyciodes</i>	1.65 <sup>a</sup>	1.32 <sup>b</sup>	1.48	0.03
<i>Cordia parvifolia</i>	1.66 <sup>a</sup>	1.65 <sup>a</sup>	1.65	0.03
<i>Flourenzia cernua</i>	1.91 <sup>a</sup>	1.84 <sup>a</sup>	1.87	0.03
<i>Larrea tridentata</i>	1.61 <sup>a</sup>	0.89 <sup>b</sup>	1.25	0.02
<i>Mimosa biuncifera</i>	1.83 <sup>a</sup>	1.40 <sup>b</sup>	1.61	0.05
<i>Prosopis leavigata</i>	1.36 <sup>b</sup>	1.57 <sup>a</sup>	1.46	0.04
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	1.83 <sup>b</sup>	2.35 <sup>a</sup>	2.09	0.1
<i>Dalea bicolor</i>	2.24 <sup>a</sup>	2.01 <sup>a</sup>	2.12	0.01
<i>Jatropha dioica</i>	1.95 <sup>a</sup>	1.90 <sup>a</sup>	1.92	0.03
<i>Panthenium incanum</i>	1.96 <sup>a</sup>	1.88 <sup>a</sup>	1.92	0.1
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	1.63 <sup>a</sup>	1.63 <sup>a</sup>	1.63	0.01
<i>Opuntia leptocaulis</i>	1.75 <sup>a</sup>	1.76 <sup>a</sup>	1.75	0.04
<i>Opuntia leucotricha</i>	1.80 <sup>a</sup>	1.80 <sup>a</sup>	1.80	0.05
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	2.26 <sup>a</sup>	1.87 <sup>b</sup>	2.06	0.02
<i>Atriplex canescens</i> F	1.24 <sup>a</sup>	1.22 <sup>a</sup>	1.23	0.03
<i>Opuntia imbricata</i> F	1.81 <sup>a</sup>	1.79 <sup>a</sup>	1.80	0.01
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	1.71 <sup>a</sup>	1.70 <sup>a</sup>	1.70	0.01
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	2.29 <sup>a</sup>	2.27 <sup>a</sup>	2.28	0.2
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	2.29 <sup>a</sup>	2.22 <sup>a</sup>	2.25	0.02
<i>Prosopis leavigata</i> V	1.77 <sup>a</sup>	1.75 <sup>a</sup>	1.76	0.04
<i>Yucca</i> spp FL	2.24 <sup>a</sup>	2.17 <sup>a</sup>	2.2	0.1

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.



En algunos trabajos se ha mencionado que la presencia de TC puede inhibir la digestión de la celulosa, lo que ocasiona una reducción de EM (Kumar y D'Mello, 1995). Los aumentos en los valores de EM cuando se adicionó PEG, concuerda con lo descrito por McSweeny *et al.* (2001) los cuales mencionan que los taninos pueden tener efecto directo sobre el animal y/o sobre los microbios ruminales; adicionalmente, los taninos pueden formar enlaces con los carbohidratos y afectar la actividad enzimática y al adicionar PEG los taninos se enlazan a este compuesto, aumentando la disponibilidad de nutrientes dando por resultado un aumento en la actividad microbiana y por tanto la producción de gas también aumenta (Makkar, 2003). Por otro lado, en el Mediterráneo se han reportado incrementos de energía al adicionar PEG a cabras pastoreando, debido al aumento de la digestibilidad de la MS, lo cual se podría reflejar en el aumento de las ganancias diarias de peso (Gilboa *et al.*, 2000).

En la Tabla 13 se puede mostrar que al aumentar las fracciones fibrosas de las plantas influyeron negativamente al gas producido a las 24 h. En cambio, al aumentar el contenido de EE y EM la producción de gas a la hora 24 se incrementó.

Tabla 13

Correlaciones (r) entre la energía metabolizable y la composición química de 29 especies nativas

	<b>Gas a 24 h</b>	<b>EM sin PEG</b>	<b>EM con PEG</b>	<b>AGV Totales</b>
PC	-0.17	-0.01	-0.07	-0.22
FDN	-0.42***	-0.46***	-0.54***	-0.39***
FDA	-0.21	-0.20	-0.14	-0.27**
Lignina	-0.27	-0.23	-0.13	-0.28**
Hemicelulosa	-0.32**	-0.36***	-0.55***	-0.02
Celulosa	-0.14	-0.15	-0.12	-0.22
TC	-0.41***	-0.36***	-0.01	-0.04
EE	0.33**	0.33**	0.28**	0.11
PM	-0.26	-0.11	-0.07	-0.24
PS	-0.54***	-0.50***	-0.25	-0.20
Gas a 24 h		0.98***	0.71***	0.45***

\*\* P < 0.01 \*\*\* P < 0.001

Al aumentar el contenido de FDN y lignina en el follaje de las plantas estudiadas, la producción *in vitro* de AGV disminuyó. Sin embargo, el total de AGV y el gas producido a las 24 h se incrementaron al disminuir estas fracciones (Tabla 13). Las correlaciones negativas entre el gas producido en 24 h y algunos componentes de la pared celular ya han sido reportadas en trabajos realizados por Getachew *et al.* (2004) en diversos alimentos para ganado. Así mismo, las correlaciones positivas entre la producción de gas a las 24 h y la concentración de AGV totales, ya han sido reportadas por Getachew *et al.* (2002 y 2004) en trabajos realizados con arbustos tropicales y alimentos comerciales utilizados para el ganado, respectivamente.

### **5.2.5 Concentración de AGV**

La concentración de butírico en las hierbas (media = 1.4 mM); isovalérico en las arbóreas (0.3), cactáceas (0.3) y la relación acético:propiónico en las arbóreas (6.6) no registraron diferencias significativas dentro de su grupo de plantas, el resto de las concentraciones de AGV fue diferente estadísticamente entre especies y dentro de cada grupo de plantas (Tablas 14 y 15).

El contenido de acetato en las arbóreas varió de 9.4 a 14 mM, mientras que en las arbustivas fue de 6.7 a 15.2, en hierbas entre 8.9-14.8, las cactáceas entre 13.9 y 22.2 y en las flores, frutos y vainas de 6.1 a 19.4. Por otro lado, las arbóreas mostraron un rango entre 1.4 y 2.1 mM en propionato, las arbustivas entre 0.6 y 4.3, las hierbas de 0.9 a 3.3, las cactáceas de 2 a 4.3 y las flores, frutos y vainas de 0.7 a 5.1.

Tabla 14

Concentración de los ácidos grasos volátiles acético, propiónico, butírico e isobutírico *in vitro* de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo

Especies	Acético, mM	Propiónico, mM	Butírico, mM	Isobutírico, mM
<b>Arbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	14.0 <sup>a</sup>	2.1 <sup>a</sup>	1.9 <sup>a</sup>	0.1 <sup>b</sup>
<i>Quercus grisea</i>	9.4 <sup>b</sup>	1.4 <sup>b</sup>	1.2 <sup>b</sup>	0.3 <sup>a</sup>
Promedio	12.0	1.8	1.5	0.2
EEM	1.1	0.3	0.1	0.03
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	11.7 <sup>abcd</sup>	3.0 <sup>bcd</sup>	1.8 <sup>ab</sup>	0.4 <sup>bc</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	8.0 <sup>ef</sup>	1.1 <sup>ef</sup>	0.9 <sup>cd</sup>	0.4 <sup>cd</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	6.7 <sup>f</sup>	0.6 <sup>f</sup>	0.6 <sup>d</sup>	0.1 <sup>f</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	13.1 <sup>abc</sup>	4.3 <sup>a</sup>	1.8 <sup>ab</sup>	0.7 <sup>a</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	11.4 <sup>bcd</sup>	2.1 <sup>cde</sup>	1.3 <sup>bc</sup>	0.2 <sup>ef</sup>
<i>Celtis pallida</i>	14.5 <sup>ab</sup>	3.8 <sup>ab</sup>	2.3 <sup>a</sup>	0.8 <sup>a</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	9.4 <sup>def</sup>	1.4 <sup>ef</sup>	1.0 <sup>cd</sup>	0.1 <sup>f</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	15.2 <sup>a</sup>	2.2 <sup>cde</sup>	1.9 <sup>ab</sup>	0.3 <sup>cd</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	12.6 <sup>abcd</sup>	1.8 <sup>e</sup>	1.2 <sup>bc</sup>	0.4 <sup>b</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	7.7 <sup>ef</sup>	2.0 <sup>de</sup>	1.0 <sup>cd</sup>	0.1 <sup>f</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	10.1 <sup>cdef</sup>	1.7 <sup>ef</sup>	1.0 <sup>cd</sup>	0.4 <sup>bc</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	9.7 <sup>cdef</sup>	3.1 <sup>bc</sup>	1.0 <sup>cd</sup>	0.3 <sup>de</sup>
Promedio	10.9	2.3	1.3	0.4
EEM	1.5	0.5	0.2	0.04
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	8.9 <sup>c</sup>	0.9 <sup>b</sup>	1.2 <sup>a</sup>	0.04 <sup>c</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	14.8 <sup>a</sup>	3.1 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	0.3 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	11.2 <sup>bc</sup>	3.3 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	11.8 <sup>b</sup>	1.6 <sup>b</sup>	1.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>b</sup>
Promedio	11.7	2.2	1.4	0.3
EEM	1.2	0.5	0.2	0.01
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	16.9 <sup>b</sup>	4.3 <sup>a</sup>	2.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	13.9 <sup>b</sup>	2.1 <sup>b</sup>	1.7 <sup>b</sup>	0.3 <sup>ab</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	22.2 <sup>a</sup>	2.0 <sup>b</sup>	1.8 <sup>b</sup>	0.3 <sup>a</sup>
Promedios	17.7	2.8	1.9	0.3
EEM	1.7	0.5	0.2	0.04
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	14.5 <sup>ab</sup>	4.4 <sup>ab</sup>	1.9 <sup>b</sup>	0.7 <sup>a</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	6.1 <sup>c</sup>	0.5 <sup>d</sup>	0.5 <sup>d</sup>	0.1 <sup>d</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	13.6 <sup>ab</sup>	1.7 <sup>cd</sup>	1.8 <sup>b</sup>	0.2 <sup>bcd</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	10.3 <sup>bc</sup>	0.7 <sup>d</sup>	1.2 <sup>c</sup>	0.2 <sup>cd</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	19.4 <sup>a</sup>	4.1 <sup>ab</sup>	2.3 <sup>ab</sup>	0.3 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	16.3 <sup>ab</sup>	4.3 <sup>ab</sup>	2.3 <sup>ab</sup>	0.3 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	16.6 <sup>ab</sup>	5.1 <sup>a</sup>	2.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>bc</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	10.6 <sup>bc</sup>	3.1 <sup>bc</sup>	1.3 <sup>c</sup>	0.2 <sup>bcd</sup>
Promedio	13.5	3.0	1.7	0.3
EEM	2.6	0.6	0.2	0.06

a, b, c, d, e, f Medias dentro de columnas con diferente literal son diferentes (P<0.05).

FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina; EEM = error estándar de la media.

Tabla 15

Concentración de ácidos grasos volátiles isovalérico, valérico, totales y la relación acético:propiónico *in vitro* de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo.

Especies	Isovalérico	Valérico	Total	Acético:Propiónico
<b>Arbóreas</b>				
<i>Quercus eduardii</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	18.8 <sup>a</sup>	6.6 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	13.1 <sup>b</sup>	6.6 <sup>a</sup>
Promedio	0.3	0.5	15.9	6.6
EEM	0.02	0.01	1.6	0.4
<b>Arbustivas</b>				
<i>Acacia constricta</i>	0.4 <sup>ab</sup>	0.5 <sup>b</sup>	17.9 <sup>abcd</sup>	4.0 <sup>cde</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	0.3 <sup>de</sup>	0.4 <sup>cd</sup>	11.1 <sup>fg</sup>	7.4 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	0.1 <sup>f</sup>	0.4 <sup>d</sup>	8.5 <sup>g</sup>	11.0 <sup>a</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	0.5 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	21.1 <sup>ab</sup>	3.0 <sup>e</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	0.2 <sup>de</sup>	0.2 <sup>f</sup>	15.3 <sup>cdef</sup>	5.5 <sup>bcd</sup>
<i>Celtis pallida</i>	0.5 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	22.6 <sup>a</sup>	3.9 <sup>cde</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	0.1 <sup>f</sup>	0.1 <sup>g</sup>	12.1 <sup>efg</sup>	6.9 <sup>b</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	0.4 <sup>bc</sup>	0.5 <sup>d</sup>	20.4 <sup>abc</sup>	7.8 <sup>b</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	0.3 <sup>cd</sup>	0.3 <sup>e</sup>	16.8 <sup>bcde</sup>	7.2 <sup>b</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	0.2 <sup>ef</sup>	0.4 <sup>d</sup>	11.4 <sup>efg</sup>	3.9 <sup>cde</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	0.2 <sup>de</sup>	0.3 <sup>e</sup>	13.6 <sup>defg</sup>	6.3 <sup>bc</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	0.3 <sup>de</sup>	0.5 <sup>c</sup>	14.9 <sup>cdef</sup>	3.1 <sup>de</sup>
Promedio	0.3	0.4	15.5	5.8
EEM	0.04	0.02	2.3	1.0
<b>Hierbas</b>				
<i>Coldenia greggii</i>	0.2 <sup>b</sup>	0.3 <sup>c</sup>	11.5 <sup>c</sup>	9.5 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	20.8 <sup>a</sup>	5.0 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	0.5 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	17.8 <sup>ab</sup>	3.4 <sup>b</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	15.9 <sup>b</sup>	7.6 <sup>a</sup>
Promedio	0.4	0.5	16.5	6.4
EEM	0.05	0.02	2.0	1.0
<b>Cactáceas</b>				
<i>Opuntia imbricata</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	24.5 <sup>a</sup>	3.9 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	18.7 <sup>b</sup>	6.6 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	27.2 <sup>a</sup>	11.4 <sup>a</sup>
Promedio	0.3	0.5	23.5	7.3
EEM	0.02	0.01	2.4	1.0
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>				
<i>Acacia shaffneri</i> V	0.5 <sup>a</sup>	0.6 <sup>ab</sup>	22.5 <sup>abc</sup>	3.3 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	0.1 <sup>d</sup>	0.4 <sup>c</sup>	7.7 <sup>e</sup>	12.4 <sup>ab</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	0.3 <sup>bc</sup>	0.4 <sup>c</sup>	18.1 <sup>bcd</sup>	8.0 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	0.2 <sup>cd</sup>	0.4 <sup>c</sup>	13.3 <sup>de</sup>	22.8 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	0.3 <sup>bc</sup>	0.6 <sup>ab</sup>	26.4 <sup>a</sup>	4.8 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	0.3 <sup>b</sup>	0.6 <sup>a</sup>	24.1 <sup>ab</sup>	3.7 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	0.4 <sup>b</sup>	0.5 <sup>b</sup>	25.2 <sup>ab</sup>	3.2 <sup>b</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	0.3 <sup>b</sup>	0.4 <sup>c</sup>	16.0 <sup>cd</sup>	3.5 <sup>b</sup>
Promedio	0.3	0.5	19.2	7.7
EEM	0.04	0.03	3.3	4.9

a, b, c, d, e, f, g Medias dentro de columnas con diferente literal son diferentes (P<0.05). FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina; EEM = error estándar de la media.

El contenido de butirato varió de 1.2 a 1.9 mM en el follaje de arbóreas, de 0.6 a 2.3 en arbustivas, de 1.7 a 2.2 en cactáceas y de 0.5 a 2.4 en flores, frutos y vainas. El isobutirato varió entre 0.1 y 0.3 mM en arbóreas entre 0.1 y 0.8 en arbustivas entre 0.04 y 0.6, en hierbas, de 0.2 a 0.3 en cactáceas y de 0.1 a 0.7 en el grupo formado por las flores, frutos y vainas.

La producción de gas es básicamente el resultado de la fermentación de carbohidratos hasta acetato, propionato y butirato (Blümmel y Orskov, 1993). Por otra parte se ha mencionado que los alimentos rápidamente fermentables producen una proporción mas baja de acetato, pero una proporción mas elevada de propionato y butirato (Getachew *et al.*, 2004; Rymer y Givens, 2002). Getachew *et al.* (2002) reportaron valores menores en el follaje de 39 arbustos tropicales de Etiopia, en la concentración de acetato (0.88 mM), propionato (0.24), butirato (0.047), isobutirato (0.005), isovalerato (0.001), valerato (0.012) y en el total de AGV (1.114), dichos valores están por debajo de los reportados en el presente estudio en el grupo de arbustivas. Se han reportado valores en la concentración de acetato (>29 mM), propionato (>18) y butirato (>5) en alimentos que se utilizan en California, entre los que se encuentra heno de alfalfa, granos de maíz, harina de soya y harina de canola (Getachew *et al.*, 2004).

Los taninos pueden formar enlaces tanto con la pared celular, como con el contenido celular soluble (Makkar *et al.*, 1995) y durante este proceso es posible que se reduzcan los niveles de AGV en el fluido ruminal como consecuencia de la baja actividad microbiana (Silanikove *et al.*, 1996).

La concentración del ácido isovalérico vario en las arbustivas de 0.1 a 0.5 mM, en las hierbas de 0.2 a 0.5 y en las flores, frutos y vainas de 0.1 a 0.5 (Tabla 15). Los

datos obtenidos para el ácido valérico variaron de 0.4 a 0.5 mM en las arbóreas, 0.1 a 0.6 en las arbustivas, 0.3 a 0.6 en las hierbas, 0.4 a 0.5 en las cactáceas y 0.4 a 0.6 en las flores, frutos y vainas.

La concentración total de AGV en arbóreas fueron entre 13.1 y 18.8 mM, las arbustivas entre 8.5 y 22.6, las hierbas entre 11.5 y 20.8, las cactáceas de 18.7 y 27.2 y las flores, frutos y vainas entre 7.7 y 26.4. La relación acético:propiónico varió en arbustivas de 3.0 a 11.0 mM, mientras que en las hierbas el rango fue entre 3.4 y 9.5, las cactáceas mostraron variación de 3.9 a 11.4 y las flores, frutos y vainas de 3.2 a 22.8. Las concentraciones de isovalérico (0.001 mM), valérico (0.012) y en el total de AGV (1.11) en los 39 arbustos tropicales de Etiopia (Getachew *et al.*, 2002), fueron más bajas a las reportadas en el grupo de arbustivas del presente trabajo. Por su parte, en un estudio con fuentes alimenticias como lo son heno de alfalfa, harina de soya y granos de maíz, Getachew *et al.* (2004) reportaron concentraciones entre 0.8-4.3 en valérico, 69-111 en el total de AGV, las cuales son mayores a las concentraciones reportadas en este trabajo con especies nativas.

Además de la fermentación de los carbohidratos, la degradación de la proteína también proporciona a una cantidad pequeña de AGV, ya que cuando se produce la desaminación en las proteínas, es posible la producción de AGV. La producción de gas es un indicador de la producción cuantitativa de AGV. Sin embargo, los substratos verdaderamente digeridos producen AGV, gas y biomasa microbiana, las medidas del gas explican solamente el substrato que utilizó para AGV y no consideran el substrato utilizado para el crecimiento microbiano (Getachew *et al.*, 2004).

Las bajas concentraciones de AGV en animales alimentados con alimentos ricos en taninos y se pueden atribuir la baja actividad microbiana (Silanilove *et al.*, 1996). Los

resultados obtenidos en el presente estudio sugieren que la técnica de producción de gas permite predecir la dinámica de la fermentación ruminal, particularmente la producción de AGV. En la Tabla 16 se muestra que, con excepción del valerato, al aumentar el contenido de AGV en el las plantas estudiadas, la degradabilidad potencial (a + b) de la materia seca también se incrementa.

### **5.2.6 Efecto del PEG sobre la producción de AGV**

En la tabla 17 se observan las diferencias significativas de la concentración de los ácidos acético y propiónico al adicionar PEG a las muestras de plantas estudiadas. Al adicionar PEG se obtuvieron efectos significativos ( $P < 0.05$ ) en la concentración de acetato en el 17% de las plantas estudiadas, entre las que se encuentra el follaje de *Q. grisea* (11.7 y 9.4 mM, con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (10.4 y 8.0), *C. eriophylla* (14.9 y 13.2), *L. tridentata* (9.1 y 7.7), *C. greggii* (9.7 y 8.8). Sin embargo, el 59% de las plantas tuvieron solo aumentos numéricos en la concentración del ácido acético.



Tabla 16

Correlaciones (r) entre parámetros de producción de gas *in vitro* y concentración de ácidos grasos volátiles (AGV) de 29 especies nativas consumidas por cabras en pastoreo

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a + b</b>
Acético	0.32**	0.35***	0.35***	0.49*
Propiónico	0.34***	0.16	0.19	0.33**
Isobutírico	-0.05	0.37***	0.16	0.32**
Butírico	0.32**	0.30**	0.21	0.45***
Isovalérico	-0.05	0.39***	0.21	0.33**
Valérico	0.16	0.11	0.22	0.19
Total	0.32**	0.33**	0.32**	0.48***

\*\* P < 0.01 \*\*\* P < 0.001

Tabla 17

Concentración de AGV acético y propiónico *in vitro* (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas

Especies	Acético				Propiónico			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Árbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	14.0 <sup>a</sup>	14.0 <sup>a</sup>	14.0	1.0	2.2 <sup>a</sup>	2.1 <sup>a</sup>	2.1	0.7
<i>Quercus grisea</i>	11.7 <sup>a</sup>	9.4 <sup>b</sup>	11.0	1.1	2.3 <sup>a</sup>	1.4 <sup>b</sup>	1.9	0.2
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	11.2 <sup>a</sup>	11.2 <sup>a</sup>	11.2	1.5	2.7 <sup>a</sup>	2.8 <sup>a</sup>	2.8	0.4
<i>Acacia shaffneri</i>	10.4 <sup>a</sup>	8.0 <sup>b</sup>	9.2	0.6	2.1 <sup>a</sup>	1.1 <sup>b</sup>	1.6	0.2
<i>Atriplex canescens</i>	7.0 <sup>a</sup>	6.7 <sup>a</sup>	6.8	0.5	0.8 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.7	0.2
<i>Calliandra eriophylla</i>	14.9 <sup>a</sup>	13.2 <sup>b</sup>	14.0	0.7	4.9 <sup>a</sup>	4.3 <sup>b</sup>	4.6	0.3
<i>Cassia wislizeni</i>	12.9 <sup>a</sup>	11.4 <sup>a</sup>	12.1	1.0	2.4 <sup>a</sup>	2.0 <sup>a</sup>	2.2	0.4
<i>Celtis pallida</i>	16.2 <sup>a</sup>	14.5 <sup>a</sup>	15.3	1.7	4.2 <sup>a</sup>	3.7 <sup>a</sup>	4.0	0.4
<i>Condalia lyciodes</i>	9.6 <sup>a</sup>	9.4 <sup>a</sup>	9.5	1.5	1.5 <sup>a</sup>	1.4 <sup>a</sup>	1.4	0.4
<i>Cordia parvifolia</i>	11.0 <sup>a</sup>	15.2 <sup>a</sup>	13.1	2.5	2.1 <sup>a</sup>	2.1 <sup>a</sup>	2.1	1.1
<i>Flourensia cernua</i>	15.0 <sup>a</sup>	12.6 <sup>a</sup>	13.8	1.5	2.2 <sup>a</sup>	1.7 <sup>a</sup>	2.0	0.6
<i>Larrea tridentata</i>	9.1 <sup>a</sup>	7.7 <sup>b</sup>	8.44	0.7	2.4 <sup>a</sup>	2.0 <sup>a</sup>	2.2	0.3
<i>Mimosa biuncifera</i>	11.0 <sup>a</sup>	10.1 <sup>a</sup>	10.5	1.8	2.3 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	1.9	0.4
<i>Prosopis leavigata</i>	9.3 <sup>a</sup>	10.0 <sup>a</sup>	9.2	0.9	3.2 <sup>a</sup>	3.1 <sup>a</sup>	3.1	0.3
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	9.7 <sup>a</sup>	8.8 <sup>b</sup>	9.3	0.3	1.2 <sup>a</sup>	0.9 <sup>b</sup>	1.1	0.1
<i>Dalea bicolor</i>	13.5 <sup>a</sup>	14.8 <sup>a</sup>	14.2	1.5	2.8 <sup>a</sup>	3.1 <sup>a</sup>	3.0	0.7
<i>Jatropha dioica</i>	11.0 <sup>a</sup>	11.2 <sup>a</sup>	11.4	1.0	2.8 <sup>b</sup>	3.2 <sup>a</sup>	3.0	0.2
<i>Panthenium incanum</i>	12.1 <sup>a</sup>	11.8 <sup>a</sup>	12.0	1.6	2.4 <sup>a</sup>	1.5 <sup>b</sup>	2.0	0.4
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	12.7 <sup>b</sup>	12.9 <sup>a</sup>	12.8	1.0	3.0 <sup>b</sup>	4.3 <sup>a</sup>	3.7	0.6
<i>Opuntia leptocaulis</i>	12.8 <sup>a</sup>	13.9 <sup>a</sup>	13.3	0.7	1.8 <sup>a</sup>	2.1 <sup>a</sup>	2.0	0.2
<i>Opuntia leucotricha</i>	21.7 <sup>a</sup>	22.2 <sup>a</sup>	21.9	2.4	2.1 <sup>a</sup>	2.0 <sup>a</sup>	2.1	0.6
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	15.9 <sup>a</sup>	14.5 <sup>a</sup>	15.2	1.2	4.1 <sup>a</sup>	4.3 <sup>a</sup>	4.2	0.8
<i>Atriplex canescens</i> F	5.4 <sup>a</sup>	6.1 <sup>a</sup>	5.8	0.6	0.6 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.1
<i>Opuntia imbricata</i> F	13.1 <sup>a</sup>	13.5 <sup>a</sup>	13.4	1.4	1.9 <sup>a</sup>	1.7 <sup>a</sup>	1.8	0.3
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	12.8 <sup>a</sup>	10.9 <sup>a</sup>	11.9	1.6	1.7 <sup>a</sup>	0.6 <sup>b</sup>	1.1	0.4
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	18.1 <sup>a</sup>	19.4 <sup>a</sup>	18.7	1.6	5.1 <sup>a</sup>	4.1 <sup>b</sup>	4.6	0.3
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	16.6 <sup>a</sup>	16.2 <sup>a</sup>	16.4	1.0	4.4 <sup>a</sup>	4.3 <sup>a</sup>	4.4	0.5
<i>Prosopis leavigata</i> V	16.8 <sup>a</sup>	16.60 <sup>a</sup>	16.7	1.9	3.5 <sup>a</sup>	5.1 <sup>a</sup>	4.2	1.5
<i>Yucca</i> spp FL	11.3 <sup>a</sup>	10.6 <sup>a</sup>	11.0	1.3	4.0 <sup>a</sup>	3.1 <sup>a</sup>	3.5	0.7

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media. FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina; EEM = error estándar de la media.

Autores como Getachew *et al.* (2002), reportaron que aproximadamente el 64% de los arbustos tropicales que estudiaron, aumentaron en la concentración de ácido acético al adicionar PEG. La concentración del ácido propiónico aumentó significativamente ( $P < 0.05$ ) al adicionar PEG en *Q. grisea* (2.3 y 1.4 con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (2.1 y 1.1), *C. eriophyla* (4.9 y 4.3), *C. greggi* (1.2 y 0.9), *P. incanum* (2.4 y 1.5), los frutos de *O. leptocaulis* (1.7 y 0.6) y en las tunas blancas de *O. leucotricha* (5.1 y 4.1). En el 69% de las plantas al adicionar PEG se obtuvieron efectos positivos, lo cual se vio reflejado en los aumentos numéricos que se registraron en la concentración de propiónico. Por su parte, Getachew *et al.* (2002) reportó que el 66% de los arbustos tropicales a los que adiciono PEG, la concentración de propiónico aumentó.

La concentración del ácido butírico fue significativamente diferente en *Q. grisea* (1.6 y 1.2 mM, con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (1.5 y 0.9), *A. canescens* (0.8 y 0.6), *C. eriophyla* (2.3 y 1.8), *C. wislizeni* (1.7 y 1.2), *M. biuncifera* (1.3 y 0.9), *C. greggii* (1.5 y 1.2), en los frutos de *A. canescens* y frutos de *O. leptocaulis* (1.6 y 1.2). Aproximadamente el 50% de total de las especies estudiadas tuvieron algún incremento en la concentración de butírico cuando se incubó con PEG (Tabla 18).

Las plantas en las que se observaron estas diferencias en la concentración de isobutirato con y sin PEG fueron *Q. grisea*, *A. shaffneri*, *A. canescens*, *C. eriophyla* y *C. greggii*. Aumentos numéricos al adicionar PEG se registraron en otras 5 especies, por lo que el 34% de las plantas se vio beneficiado al adicionar el compuesto. Cuando se adiciona PEG a las muestras incubadas, se han reportado aumentos tanto en la concentración de los ácidos butírico e isobutírico aproximadamente entre un 64 y 71% en trabajos realizados con arbustos tropicales (Getachew *et al.*, 2002).

Tabla 18

Concentración de AGV butírico e isobutírico *in vitro* (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas

Especies	Butírico				Isobutírico			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Arbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.9 <sup>a</sup>	1.7	0.4	0.1 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.1	0.1
<i>Quercus grisea</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.2 <sup>b</sup>	1.4	0.1	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>b</sup>	0.3	0.02
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.7 <sup>a</sup>	1.3	0.2	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.05
<i>Acacia shaffneri</i>	1.5 <sup>a</sup>	0.9 <sup>b</sup>	1.2	0.06	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	0.4	0.02
<i>Atriplex canescens</i>	0.8 <sup>a</sup>	0.6 <sup>b</sup>	0.7	0.07	0.1 <sup>a</sup>	0.06 <sup>b</sup>	0.08	0.02
<i>Calliandra eriophylla</i>	2.3 <sup>a</sup>	1.8 <sup>b</sup>	2.1	0.1	0.8 <sup>a</sup>	0.7 <sup>b</sup>	0.8	0.02
<i>Cassia wislizeni</i>	1.7 <sup>a</sup>	1.2 <sup>b</sup>	1.5	0.2	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.05
<i>Celtis pallida</i>	2.7 <sup>a</sup>	2.3 <sup>a</sup>	2.5	0.3	0.8 <sup>a</sup>	0.8 <sup>a</sup>	0.8	0.1
<i>Condalia lyciodes</i>	1.4 <sup>a</sup>	0.9 <sup>a</sup>	1.2	0.4	0.1 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.1	0.05
<i>Cordia parvifolia</i>	1.5 <sup>a</sup>	1.8 <sup>a</sup>	1.7	0.4	0.5 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.4	0.2
<i>Flourensia cernua</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.2 <sup>a</sup>	1.4	0.3	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.1
<i>Larrea tridentata</i>	0.9 <sup>a</sup>	0.9 <sup>a</sup>	0.9	0.1	0.2 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.2	0.02
<i>Mimosa biuncifera</i>	1.3 <sup>a</sup>	0.9 <sup>b</sup>	1.1	0.2	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.5	0.01
<i>Prosopis leavigata</i>	0.9 <sup>a</sup>	1.0 <sup>a</sup>	1.0	0.08	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.01
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	1.5 <sup>a</sup>	1.2 <sup>b</sup>	1.3	0.1	0.1 <sup>a</sup>	0.04 <sup>b</sup>	0.07	0.01
<i>Dalea bicolor</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	1.6	0.3	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.1
<i>Jatropha dioica</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.6 <sup>a</sup>	1.6	0.1	0.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.02
<i>Panthenium incanum</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.4 <sup>a</sup>	1.5	0.2	0.5 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.4	0.1
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	1.7 <sup>b</sup>	2.2 <sup>a</sup>	2.0	0.3	0.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.3	0.1
<i>Opuntia leptocaulis</i>	1.6 <sup>a</sup>	1.7 <sup>a</sup>	1.6	0.1	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.01
<i>Opuntia leucotricha</i>	1.9 <sup>a</sup>	1.8 <sup>a</sup>	1.8	0.1	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.01
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	2.1 <sup>a</sup>	1.9 <sup>a</sup>	2.0	0.4	0.7 <sup>a</sup>	0.7 <sup>a</sup>	0.7	0.1
<i>Atriplex canescens</i> F	0.6 <sup>a</sup>	0.5 <sup>b</sup>	0.6	0.03	0.1 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.1	0.02
<i>Opuntia imbricata</i> F	1.7 <sup>a</sup>	1.8 <sup>a</sup>	1.8	0.2	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.02
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	1.6 <sup>a</sup>	1.2 <sup>b</sup>	1.4	0.1	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.1
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	2.5 <sup>a</sup>	2.4 <sup>a</sup>	2.4	0.2	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.03
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	2.3 <sup>a</sup>	2.3 <sup>a</sup>	2.3	0.2	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.03
<i>Prosopis leavigata</i> V	2.1 <sup>a</sup>	2.4 <sup>a</sup>	2.3	0.4	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.1
<i>Yucca</i> spp FL	1.3 <sup>a</sup>	1.3 <sup>a</sup>	1.3	0.2	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.1

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media. FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

La cantidad del ácido valérico aumento aproximadamente en 38% de las especies estudiadas al adicionar PEG (Tabla 19), pero solo se registraron diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) en el 20%, dentro de las que se encuentra *Q. grisea* (0.5 y 0.4, con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (0.5 y 0.4), *A. canescens* (0.5 y 0.4), *L. tridentata* (0.5 y 0.4), *M. biuncifera* (0.4 y 0.3) y *C. greggii* (0.4 y 0.3). Mientras que en el ácido isovalérico las concentraciones cuando se adiciona PEG fueron más altas numéricamente en 52% de las especies, de las cuales *Q. grisea*, *A. shaffneri*, *A. canescens*, *L. tridentata*, *M. biuncifera*, *C. greggii*, los frutos de *A. canescens* y los frutos de *O. leptocaulis* registraron diferencias significativas al agregar PEG, siendo más altas en presencia del compuesto. Getachew *et al.* (2002) también reportó que la producción de los ácidos valérico e isovalérico aumentó en un 71%, en arbustos tropicales, cuando se incubron con PEG

En la concentración total de AGV, los resultados obtenidos muestran diferencias significativamente ( $P < 0.05$ ) más altas cuando se incubo con PEG en el follaje de *Q. grisea* (16.9 y 13.1, con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (15.3 y 11.1), *C. eriophylla* (24.2 y 21.1), *L. tridentata* (13.3 y 11.4) y *C. greggii* (13.0 y 11.5) que es aproximadamente el 17% de las plantas estudiadas. Sin embargo, en 62% de las especies que se estudiaron no se registraron aumentos en la concentración total de AGV al adicionar PEG (Tabla 20). Autores como Getachew *et al.* (2002) reportaron el aumento numérico en la producción total de AGV cuando se adiciono PEG al follaje de 39 arbustos tropicales de Etiopia.

Tabla 19

Concentración de AGV isovalérico y valérico *in vitro* (mM) con y sin PEG 6000 en 29 especies nativas

Especies	Isovalérico				Valérico			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Arbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.2	0.05	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.5	0.02
<i>Quercus grisea</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>	0.3	0.01	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	0.5	0.01
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.04	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.03
<i>Acacia shaffneri</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>	0.3	0.01	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	0.5	0.01
<i>Atriplex canescens</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>	0.2	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	0.4	0.01
<i>Calliandra eriophylla</i>	0.6 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.03	0.7 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.7	0.02
<i>Cassia wislizeni</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.3	0.05	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.03
<i>Celtis pallida</i>	0.6 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.03	0.7 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.02
<i>Condalia lyciodes</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.1	0.06	0.1 <sup>a</sup>	0.1 <sup>a</sup>	0.1	0.03
<i>Cordia parvifolia</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.1	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.5	0.06
<i>Flourensia cernua</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.04	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.02
<i>Larrea tridentata</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.1 <sup>b</sup>	0.1	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>b</sup>	0.4	0.01
<i>Mimosa biuncifera</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>	0.3	0.03	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>b</sup>	0.3	0.01
<i>Prosopis leavigata</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.2	0.03	0.4 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.4	0.03
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.1 <sup>b</sup>	0.2	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>b</sup>	0.4	0.01
<i>Dalea bicolor</i>	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.1	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.02
<i>Jatropha dioica</i>	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.02	0.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.01
<i>Panthenium incanum</i>	0.5 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.05	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.04
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>a</sup>	0.2	0.03	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.01
<i>Opuntia leptocaulis</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.01
<i>Opuntia leucotricha</i>	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.01	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.01
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.06	0.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.02
<i>Atriplex canescens</i> F	0.1 <sup>a</sup>	0.1 <sup>b</sup>	0.1	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.01
<i>Opuntia imbricata</i> F	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.02	0.4 <sup>b</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.01
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	0.2 <sup>a</sup>	0.2 <sup>b</sup>	0.2	0.01	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.01
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.04	0.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.06
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	0.3 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.01	0.6 <sup>a</sup>	0.6 <sup>a</sup>	0.6	0.01
<i>Prosopis leavigata</i> V	0.3 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.3	0.05	0.5 <sup>a</sup>	0.5 <sup>a</sup>	0.5	0.03
<i>Yucca</i> spp FL	0.4 <sup>a</sup>	0.3 <sup>a</sup>	0.3	0.04	0.4 <sup>a</sup>	0.4 <sup>a</sup>	0.4	0.01

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media. FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

Tabla 20

Concentración de AGV total y relación acético:propiónico *in vitro* (mM) con y sin PEG 6000

Especies	Total				Acético:propiónico			
	Con	Sin	Media	EEM	Con	Sin	Media	EEM
<b>Arbóreas</b>								
<i>Quercus eduardii</i>	18.6 <sup>a</sup>	18.8 <sup>a</sup>	18.7	1.2	6.8 <sup>a</sup>	6.6 <sup>a</sup>	6.7	0.7
<i>Quercus grisea</i>	16.9 <sup>a</sup>	13.1 <sup>b</sup>	15.0	1.5	5.2 <sup>b</sup>	6.6 <sup>a</sup>	5.9	0.3
<b>Arbustivas</b>								
<i>Acacia constricta</i>	16.9 <sup>a</sup>	17.3 <sup>a</sup>	17.1	1.0	4.0 <sup>a</sup>	3.9 <sup>a</sup>	4.0	0.2
<i>Acacia shaffneri</i>	15.3 <sup>a</sup>	11.1 <sup>b</sup>	13.2	0.8	4.9 <sup>b</sup>	7.4 <sup>a</sup>	6.1	0.7
<i>Atriplex canescens</i>	9.3 <sup>a</sup>	8.4 <sup>a</sup>	8.9	0.7	8.6 <sup>a</sup>	11.0 <sup>a</sup>	9.8	1.5
<i>Calliandra eriophyla</i>	24.2 <sup>a</sup>	21.1 <sup>b</sup>	22.6	1.1	3.0 <sup>a</sup>	3.0 <sup>a</sup>	3.0	0.1
<i>Cassia wislizeni</i>	17.8 <sup>a</sup>	15.3 <sup>a</sup>	16.6	1.0	5.4 <sup>a</sup>	5.5 <sup>a</sup>	5.4	1.0
<i>Celtis pallida</i>	25.2 <sup>a</sup>	22.6 <sup>a</sup>	23.9	1.5	3.7 <sup>a</sup>	3.8 <sup>a</sup>	3.8	0.1
<i>Condalia lyciodes</i>	13.0 <sup>a</sup>	12.1 <sup>a</sup>	12.5	1.3	6.3 <sup>a</sup>	6.9 <sup>a</sup>	6.6	1.1
<i>Cordia parvifolia</i>	15.9 <sup>a</sup>	20.4 <sup>a</sup>	18.2	1.2	6.5 <sup>a</sup>	7.7 <sup>a</sup>	7.1	1.1
<i>Flourenzia cernua</i>	20.1 <sup>a</sup>	16.8 <sup>a</sup>	18.4	0.5	6.9 <sup>a</sup>	7.1 <sup>a</sup>	7.0	1.2
<i>Larrea tridentata</i>	13.3 <sup>a</sup>	11.4 <sup>b</sup>	12.4	1.0	3.7 <sup>a</sup>	3.8 <sup>a</sup>	3.8	0.4
<i>Mimosa biuncifera</i>	15.7 <sup>a</sup>	13.6 <sup>a</sup>	14.7	1.3	4.7 <sup>b</sup>	6.2 <sup>a</sup>	5.5	0.5
<i>Prosopis leavigata</i>	14.3 <sup>a</sup>	14.9 <sup>a</sup>	14.6	1.1	2.9 <sup>a</sup>	3.1 <sup>a</sup>	3.0	0.2
<b>Hierbas</b>								
<i>Coldenia greggii</i>	13.0 <sup>a</sup>	11.5 <sup>b</sup>	12.2	0.4	7.9 <sup>b</sup>	9.4 <sup>a</sup>	8.7	0.2
<i>Dalea bicolor</i>	19.3 <sup>a</sup>	20.8 <sup>a</sup>	20.1	2.7	4.7 <sup>a</sup>	4.9 <sup>a</sup>	4.8	0.8
<i>Jatropha dioica</i>	17.7 <sup>a</sup>	17.8 <sup>a</sup>	17.7	1.3	4.0 <sup>a</sup>	3.4 <sup>b</sup>	3.5	0.1
<i>Panthenium incanum</i>	17.6 <sup>a</sup>	15.9 <sup>a</sup>	16.7	2.1	5.1 <sup>b</sup>	7.6 <sup>a</sup>	6.4	1.2
<b>Cactáceas</b>								
<i>Opuntia imbricata</i>	18.3 <sup>b</sup>	24.5 <sup>a</sup>	21.4	1.3	4.2 <sup>a</sup>	3.9 <sup>b</sup>	4.0	0.1
<i>Opuntia leptocaulis</i>	17.2 <sup>a</sup>	18.7 <sup>a</sup>	17.9	0.6	6.8 <sup>a</sup>	6.5 <sup>a</sup>	6.7	0.6
<i>Opuntia leucotricha</i>	30.1 <sup>a</sup>	27.2 <sup>a</sup>	28.0	1.4	8.8 <sup>b</sup>	11.4 <sup>a</sup>	10.1	1.3
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>								
<i>Acacia shaffneri</i> V	24.0 <sup>a</sup>	22.5 <sup>a</sup>	23.2	0.5	3.8 <sup>a</sup>	3.3 <sup>b</sup>	3.5	0.2
<i>Atriplex canescens</i> F	7.3 <sup>a</sup>	7.6 <sup>a</sup>	7.5	0.8	9.2 <sup>a</sup>	12.4 <sup>a</sup>	10.8	1.8
<i>Opuntia imbricata</i> F	17.6 <sup>a</sup>	18.0 <sup>a</sup>	17.8	1.2	6.7 <sup>b</sup>	7.9 <sup>a</sup>	7.3	0.7
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	17.0 <sup>a</sup>	13.3 <sup>a</sup>	15.1	1.2	7.7 <sup>a</sup>	22.7 <sup>a</sup>	15.2	1.5
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	27.0 <sup>a</sup>	26.4 <sup>a</sup>	26.7	1.4	3.4 <sup>a</sup>	4.7 <sup>a</sup>	4.1	1.1
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	24.6 <sup>a</sup>	24.1 <sup>a</sup>	24.3	1.3	3.7 <sup>a</sup>	3.7 <sup>a</sup>	3.7	0.1
<i>Prosopis leavigata</i> V	23.5 <sup>a</sup>	25.2 <sup>a</sup>	24.4	1.3	6.0 <sup>a</sup>	3.2 <sup>a</sup>	4.6	1.4
<i>Yucca</i> spp FL	17.7 <sup>a</sup>	15.9 <sup>a</sup>	16.8	1.3	2.8 <sup>b</sup>	3.4 <sup>a</sup>	3.1	0.2

<sup>a, b</sup> Medias dentro de líneas con diferente literal son diferentes (P<0.05); EEM = error estándar de la media. FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

La relación acético:propiónico fue significativamente diferente ( $P < 0.05$ ) en el follaje de *Q. grisea* (5.2 y 6.6, con y sin PEG, respectivamente), *A. shaffneri* (4.9 y 7.4), *M. biuncifera* (4.7 y 6.2), *C. greggi* (7.9 y 9.4), *O. leucotricha* (8.8 y 11.4), frutos de *O. imbricata* (6.7 y 7.9) y en las flores de *Yucca* spp (2.8 y 3.4) siendo menor la relación acético:propiónico cuando se incluyó PEG al incubar las muestras. Solo en *O. imbricata* se observó en la concentración de acético, propiónico, butírico, valérico, total de AGV y por supuesto en la relación acético:propiónico un efecto inverso al adicionar PEG, es decir, fueron mas altos los valores cuando no se agregó PEG. Por otro lado, se ha mencionado que la adición de PEG a leguminosas y arbustivas incrementa la producción de gas *in vitro* y la degradabilidad, sin embargo, los autores sugieren la presencia de taninos para favorecer la nutrición proteica del animal hospedador, ya que la mayor parte de los nutrientes se aprovechan para la producción de PMI que para la producción de AGV (Baba *et al.*, 2002). En la Tabla 21 se muestra que con excepción de los ácidos isobutírico y valérico, todos los demás, al aumentar, influyeron positivamente en la degradabilidad potencial de la proteína cruda.



Tabla 21

Correlaciones (r) entre parámetros de producción de gas *in vitro* de la proteína cruda y concentración de ácidos grasos volátiles (AGV) adicionando PEG a 29 especies vegetales

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a + b</b>
Acético	0.42***	0.22	0.14	0.48***
Propionico	0.38***	0.21	0.31**	0.44***
Isobutírico	0.02	0.28**	0.21	0.24
Butírico	0.40***	0.39***	0.02	0.60***
Isovalerico	0.00	0.38***	0.28**	0.32**
Valerico	0.11	0.17	0.16	0.22
Total	0.40***	0.24	0.19	0.48***

\*\* P < 0.01 \*\*\* P < 0.001

### 5.3 Digestibilidad verdadera *in vitro* de MS y MO

Los resultados de digestibilidad verdadera *in vitro* de la MS y MO se presentan en la Tabla 22. Solo en el grupo de arbóreas no se obtuvieron diferencias estadísticas, mientras que en el resto de los grupos si se registraron diferencias ( $P < 0.05$ ). En el grupo de arbustivas los valores de digestibilidad verdadera *in vitro* variaron de 54 a 93 en MS y de 51 a 94 en MO. Los bajos porcentajes de digestibilidad verdadera de algunas especies que se registraron en el grupo de arbustivas se atribuyen a los niveles de FDN y FDA que contienen, ya que estos factores influyen negativamente la digestibilidad de la MS (Ramírez *et al.*, 1990). Estos autores mencionan que existe una alta correlación negativa entre estos componentes de la pared celular y la digestibilidad de la MS de estas especies ( $r = -0.44$  y  $r = -0.57$ , respectivamente); además, es posible que la presencia de factores anti nutricionales afecte la digestibilidad y el consumo de los forrajes (Topps, 1992). Por otro lado, Sánchez *et al.* (2007) reportaron valores de digestibilidad verdadera de la MS de 80.7% en especies del genero *Leucaena*. De la misma manera, Mabjeesh *et al.* (2000) reportaron rangos de degradabilidad verdadera *in vitro* en forrajes de 54 a 58, en concentrados 63 a 89 y en suplementos proteicos de 39 a 91, los cuales son utilizados en Israel. Dada la falta de información disponible en relación a la utilización del método Daisy<sup>II</sup> con muestras de follaje similares a las reportadas en el presente estudio, la comparación con los resultados de otras especies forrajeras debe tomarse con precaución ya que las diferencias en la digestibilidad de las especies pueden deberse a variaciones en sus componentes químicos. Sin embargo, los valores promedio de digestibilidad verdadera de la MS (80%) y MO (78%), indicarían una buena disponibilidad de los nutrientes de las arbustivas estudiados.

Tabla 22

Digestibilidad verdadera *in vitro* de la materia seca (DIVMS) y la materia orgánica (DIVMO) de plantas

nativas

Especies	DIVMS, %	DIVMO, %
<b>Arbóreas</b>		
<i>Quercus eduardii</i>	43 <sup>a</sup>	41 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	44 <sup>a</sup>	42 <sup>a</sup>
Promedio	43	41
EEM	2	2
<b>Arbustivas</b>		
<i>Acacia constricta</i>	85 <sup>bc</sup>	83 <sup>bcd</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	66 <sup>f</sup>	64 <sup>f</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	93 <sup>a</sup>	94 <sup>a</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	76 <sup>e</sup>	72 <sup>e</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	75 <sup>e</sup>	72 <sup>e</sup>
<i>Celtis pallida</i>	90 <sup>ab</sup>	89 <sup>ab</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	78 <sup>de</sup>	74 <sup>e</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	88 <sup>abc</sup>	87 <sup>abc</sup>
<i>Flourensia cernua</i>	89 <sup>abc</sup>	89 <sup>ab</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	83 <sup>cd</sup>	82 <sup>cd</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	54 <sup>g</sup>	51 <sup>g</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	85 <sup>bc</sup>	81 <sup>d</sup>
Promedio	80	78
EEM	2	2
<b>Hierbas</b>		
<i>Coldenia greggii</i>	73 <sup>d</sup>	70 <sup>d</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	82 <sup>b</sup>	80 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	89 <sup>a</sup>	89 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	78 <sup>c</sup>	75 <sup>c</sup>
Promedio	81	79
EEM	1	1
<b>Cactáceas</b>		
<i>Opuntia imbricata</i>	89 <sup>b</sup>	85 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	92 <sup>a</sup>	90 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	94 <sup>a</sup>	91 <sup>a</sup>
Promedio	92	89
EEM	0.8	0.8
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>		
<i>Acacia shaffneri</i> V	82 <sup>b</sup>	82 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	65 <sup>d</sup>	54 <sup>e</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	70 <sup>c</sup>	67 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	85 <sup>b</sup>	81 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	92 <sup>a</sup>	91 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	90 <sup>a</sup>	89 <sup>a</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	63 <sup>d</sup>	61 <sup>d</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	92 <sup>a</sup>	91 <sup>a</sup>
Promedio	80	77
EEM	1	1

a, b, c, d, e, f, g Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P< 0.05); FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

Así mismo, en los grupos de hierbas, cactáceas y flores, frutos y vainas se observaron valores altos de digestibilidad verdadera de MS y MO. En el grupo de hierbas se observó un rango de 73 a 89% en la digestibilidad verdadera de MS y de 70 a 89 en MO, mientras que en las cactáceas los valores variaron de 89 a 94 en MS y 85 a 91 en la digestibilidad verdadera *in vitro* de MO. El grupo de flores frutos y vainas registraron valores de digestibilidad verdadera *in vitro* de MS entre 63 y 92% y MO de 54 a 91. Los niveles de degradabilidad verdadera de las tunas de *O. leucotricha* obtenidos en el presente trabajo son superiores a los reportados por Tegegne (2003) con tunas de *Opuntia ficus-indica* (82.9%). Este mismo autor menciona que la alta digestibilidad tunas del género *Opuntia* pudiera deberse a la traslocación de carbohidratos solubles de estos frutos. Asimismo, se ha reportado valores (64%) de digestibilidad en vainas de *Prosopis juliflora*, los cuales son similares a los reportados en este estudio, los autores mencionan que la alta digestibilidad se le atribuye al gran contenido de azúcares solubles que tienen este tipo de vainas (Meyer *et al.*, 1986). Los bajos porcentajes que se observaron, en el grupo de las arbóreas de degradabilidad verdadera *in vitro* (<44%), pudieran ser causados por la gran cantidad FDN que poseen estas especies (<60%), ya que anteriormente se mencionó que los forrajes que contienen una alta concentración de FDN se consideran de baja calidad.

## **5.4 Degradabilidad *in situ***

### **5.4.1 Degradabilidad efectiva de la MS**

La fracción soluble de MS (*a*), la fracción lentamente degradable en el rumen (*b*), la tasa constante de degradación (*c*) y la DEMS fueron significativamente diferentes

entre todos los forrajes dentro de cada grupo de plantas (Tabla 23). Se observaron valores altos en la DEMS en el grupo de cactáceas (65-72%) seguido por el grupo compuesto por flores, frutos y vainas (45-90%), las hierbas (54-60%), las arbustivas (27-68%) y por ultimo las arbóreas (31-36%). Los bajos valores que se registraron en el follaje de arbóreas puede ser relacionado a la presencia de metabolitos secundarios de las plantas tales como lignina y taninos que puedan limitar actividad ruminal microbiana debido a su capacidad de formar enlaces con las proteínas, los carbohidratos y los minerales de la dieta (Jung y Casler, 1991; Getachew *et al.*, 2002), reduciendo de esta manera la degradabilidad de las plantas.

En este estudio, las plantas se pueden clasificar de acuerdo a la DEMS en tres categorías: el follaje de arbóreas (media =34%), el follaje de las arbustivas y hierbas (media = > 50%) y el tercero formado por las cactáceas, flores, frutos y vainas (media = > 64%). Las especies de plantas de la última categoría mostraron una digestión ruminal más rápida desde el principio de la degradación del forraje (fracción *a*; Dhanoa *et al.*, 1999) y una tasa constante de degradación rápida (*c*), esta representa el ritmo de degradación (% h<sup>-1</sup>) de las plantas estudiadas (Huntington y Givens, 1995), que es una variable dominante que no sólo describe el proceso de la digestión de los nutrientes de los alimentos en el rumen, sino también el índice de degradación de la fracción *b*, la cual es insoluble pero lentamente degradable en el rumen (Mertens, 1993). Por lo que tienen un buen potencial nutritivo para los rumiantes en pastoreo. Resultados similares han sido reportados por Ramírez *et al.* (2000b), ellos mencionan que las flores, frutos y vainas producidas por las especies que existen en los agostaderos del Noreste de México, cuando están disponibles, son alimentos que pueden proveer de energía a las cabras en pastoreo.

Tabla 23

Características de la digestibilidad *in situ* de la materia seca de las plantas nativas

Especies	a, %	b, %	c, % h <sup>-1</sup>	a + b, %	DEMS, %
<b>Arbóreas</b>					
<i>Quercus eduardii</i>	24 <sup>b</sup>	18 <sup>b</sup>	3 <sup>a</sup>	42 <sup>b</sup>	31 <sup>b</sup>
<i>Quercus grisea</i>	24 <sup>a</sup>	30 <sup>a</sup>	3 <sup>a</sup>	54 <sup>a</sup>	36 <sup>a</sup>
Promedio	24	24	3	48	33
EEM	0.2	2	.01	1	1
<b>Arbustivas</b>					
<i>Acacia constricta</i>	27 <sup>de</sup>	54 <sup>bc</sup>	7 <sup>bcd</sup>	81 <sup>cd</sup>	58 <sup>bc</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	20 <sup>g</sup>	20 <sup>f</sup>	3 <sup>cd</sup>	40 <sup>f</sup>	27 <sup>e</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	41 <sup>a</sup>	49 <sup>cd</sup>	6 <sup>bcd</sup>	90 <sup>ab</sup>	68 <sup>a</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	35 <sup>b</sup>	41 <sup>e</sup>	2 <sup>d</sup>	76 <sup>d</sup>	47 <sup>d</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	30 <sup>cd</sup>	45 <sup>de</sup>	5 <sup>cd</sup>	76 <sup>d</sup>	52 <sup>cd</sup>
<i>Celtis pallida</i>	20 <sup>g</sup>	65 <sup>a</sup>	8 <sup>bc</sup>	85 <sup>bc</sup>	59 <sup>bc</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	29 <sup>cde</sup>	54 <sup>bc</sup>	4 <sup>cd</sup>	84 <sup>bc</sup>	54 <sup>bcd</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	26 <sup>ef</sup>	54 <sup>bc</sup>	5 <sup>cd</sup>	80 <sup>cd</sup>	52 <sup>cd</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	28 <sup>de</sup>	61 <sup>ab</sup>	10 <sup>b</sup>	89 <sup>ab</sup>	69 <sup>a</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	32 <sup>bc</sup>	59 <sup>ab</sup>	5 <sup>bcd</sup>	92 <sup>a</sup>	61 <sup>ab</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	22 <sup>fg</sup>	61 <sup>ab</sup>	4 <sup>cd</sup>	84 <sup>bc</sup>	48 <sup>d</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	27 <sup>de</sup>	39 <sup>e</sup>	6 <sup>a</sup>	66 <sup>e</sup>	57 <sup>bc</sup>
Promedio	28	50	6	78	55
EEM	1	2	0.1	2	2
<b>Hierbas</b>					
<i>Coldenia greggii</i>	29 <sup>b</sup>	51 <sup>b</sup>	8 <sup>a</sup>	81 <sup>b</sup>	60 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	31 <sup>b</sup>	52 <sup>b</sup>	4 <sup>b</sup>	84 <sup>b</sup>	55 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	27 <sup>b</sup>	69 <sup>a</sup>	3 <sup>b</sup>	96 <sup>a</sup>	54 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	36 <sup>a</sup>	47 <sup>b</sup>	5 <sup>ab</sup>	83 <sup>b</sup>	59 <sup>a</sup>
Promedio	31	55	5	86	57
EEM	2	2	0.1	2	2
<b>Cactáceas</b>					
<i>Opuntia imbricata</i>	48 <sup>b</sup>	45 <sup>a</sup>	3 <sup>b</sup>	94 <sup>a</sup>	65 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	55 <sup>a</sup>	31 <sup>b</sup>	6 <sup>a</sup>	87 <sup>b</sup>	72 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	54 <sup>a</sup>	36 <sup>b</sup>	4 <sup>ab</sup>	90 <sup>ab</sup>	71 <sup>a</sup>
Promedio	52	37	4	90	69
EEM	1	2	0.1	1	2
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>					
<i>Acacia shaffneri</i> V	40 <sup>d</sup>	36 <sup>b</sup>	3 <sup>c</sup>	77 <sup>c</sup>	54 <sup>e</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	34 <sup>e</sup>	26 <sup>d</sup>	4 <sup>c</sup>	60 <sup>f</sup>	45 <sup>g</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	45 <sup>c</sup>	30 <sup>c</sup>	5 <sup>c</sup>	77 <sup>cd</sup>	62 <sup>d</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	50 <sup>b</sup>	20 <sup>e</sup>	37 <sup>a</sup>	72 <sup>e</sup>	69 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	58 <sup>a</sup>	23 <sup>de</sup>	11 <sup>c</sup>	82 <sup>b</sup>	75 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	52 <sup>b</sup>	22 <sup>e</sup>	22 <sup>b</sup>	74 <sup>de</sup>	70 <sup>c</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	35 <sup>e</sup>	20 <sup>e</sup>	11 <sup>c</sup>	5 <sup>g</sup>	49 <sup>f</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	56 <sup>a</sup>	41 <sup>a</sup>	24 <sup>b</sup>	97 <sup>a</sup>	90 <sup>a</sup>
Promedio	46	27	14	73	64
EEM	1	1	1	1	1

a, b, c, d, e, f, g Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P< 0.05); a = fracción soluble al tiempo cero; b = fracción insoluble pero lentamente degradable; c = tasa de degradación; a+b = degradabilidad potencial; DEMS = degradabilidad efectiva de la materia seca a una tasa de paso de 5% h<sup>-1</sup>; EEM = error estándar de media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

Aparentemente, la DEMS del forraje de las plantas estudiadas fue afectada negativamente por el contenido de FDN, FDA, hemicelulosa, celulosa y positivamente por el contenido de EM con y sin PEG. Lo anterior pudiera implicar que al aumentar las fracciones fibrosas se disminuye la digestión de la materia seca (Tabla 24).

#### **5.4.2 Degradabilidad de la PC**

La fracción *a* de la proteína, rápidamente soluble, fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre las especies en todos los grupos de plantas estudiados (Tabla 25). Se observaron los valores más altos en las cactáceas (56-66%) y en las flores, frutos y vainas los valores variaron de 18 a 73%, seguidas por las herbáceas (13-43%), las arbustivas (6-34%) y las arbóreas (13-14%). La fracción *a* incluye pequeñas moléculas solubles en agua tales como el nitrógeno no proteico proveniente de fuentes como la urea, aminoácidos libres y pequeños péptidos, los cuales al entrar en el rumen son rápidamente convertidos en nitrógeno amoniacal. Estos compuestos contribuyen de manera relevante a la producción de PM (Klopfenstein *et al.*, 2001). Sin embargo, un criterio para saber si la proporción de esta fracción es fisiológicamente aceptable, es que esta no debe ser superior al 40% de la proteína efectivamente degradada (AFRC, 1993). En este estudio, con excepción de algunas arbustivas y herbáceas que registraron una relación *a*/DEPC de 28%, los grupos de arbóreas y arbustivas (48), cactáceas (79), flores, frutos y vainas (70) fueron superiores al porcentaje recomendado (<40%) para evitar el riesgo de acumulación de amoníaco en rumen, lo cual significa pérdida de nitrógeno en los rumiantes.

Tabla 24

Correlaciones (r) entre la composición química y la degradabilidad efectiva de la materia seca de 29 especies vegetales consumidas por cabras en pastoreo

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a + b</b>	<b>DEMS</b>
PC	-0.30**	0.37***	-0.08	0.22	0.06
FDN	-0.44***	-0.31**	-0.18	-0.56***	-0.64***
FDA	-0.22	-0.13	-0.13	-0.26	-0.46***
Lignina	-0.25	0.44***	-0.28**	0.31**	-0.18
Hemicelulosa	-0.54***	0.00	-0.36***	-0.28**	-0.52***
Celulosa	-0.06	-0.60***	0.08	-0.66***	-0.46***
EE	0.18	-0.01	0.15	0.12	0.24
PM	-0.66***	0.57***	-0.25	0.06	-0.28**
PS	-0.56***	-0.16	-0.33**	-0.62***	-0.77***
EM sin PEG	0.41***	0.12	0.32**	0.46***	0.62***
EM con PEG	0.43***	-0.02	0.63***	0.31**	0.49***

\*\* P < 0.01 \*\*\* P < 0.001



Tabla 25

Degradabilidad de proteína cruda *in situ* de 28 especies vegetales consumidas por cabras en pastoreo

Especies	a, %	b, %	c, % h <sup>-1</sup>	a + b, %	DEPC, %
<b>Arbóreas</b>					
<i>Quercus eduardii</i>	13 <sup>a</sup>	32 <sup>a</sup>	4 <sup>a</sup>	44 <sup>a</sup>	26 <sup>a</sup>
<i>Quercus grisea</i>	14 <sup>a</sup>	46 <sup>a</sup>	3 <sup>a</sup>	60 <sup>a</sup>	29 <sup>a</sup>
Promedio	13	39	3	52	28
EEM	1	1	0.02	2	2
<b>Arbustivas</b>					
<i>Acacia constricta</i>	8 <sup>de</sup>	71 <sup>bcd</sup>	8 <sup>ab</sup>	79 <sup>b</sup>	52 <sup>cd</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	19 <sup>b</sup>	11 <sup>e</sup>	5 <sup>ab</sup>	31 <sup>c</sup>	29 <sup>f</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	29 <sup>a</sup>	68 <sup>cd</sup>	7 <sup>ab</sup>	97 <sup>ab</sup>	67 <sup>ab</sup>
<i>Celtis pallida</i>	10 <sup>cde</sup>	81 <sup>abcd</sup>	9 <sup>ab</sup>	91 <sup>ab</sup>	61 <sup>bc</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	13 <sup>bcd</sup>	88 <sup>abc</sup>	5 <sup>ab</sup>	101 <sup>ab</sup>	58 <sup>bc</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	15 <sup>bcd</sup>	94 <sup>a</sup>	3 <sup>b</sup>	109 <sup>a</sup>	52 <sup>cd</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	14 <sup>bcd</sup>	87 <sup>abc</sup>	3 <sup>b</sup>	101 <sup>ab</sup>	46 <sup>de</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	7 <sup>de</sup>	87 <sup>abcd</sup>	12 <sup>a</sup>	94 <sup>ab</sup>	66 <sup>ab</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	34 <sup>a</sup>	65 <sup>d</sup>	6 <sup>ab</sup>	99 <sup>ab</sup>	63 <sup>ab</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	6 <sup>e</sup>	92 <sup>ab</sup>	3 <sup>b</sup>	98 <sup>ab</sup>	39 <sup>ef</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	18 <sup>bc</sup>	66 <sup>cd</sup>	5 <sup>ab</sup>	84 <sup>b</sup>	73 <sup>a</sup>
Promedio	16	74	6	90	4
EEM	2	2	0.1	2	2
<b>Hierbas</b>					
<i>Coldenia greggii</i>	25 <sup>b</sup>	71 <sup>a</sup>	7 <sup>a</sup>	97 <sup>b</sup>	67 <sup>a</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	13 <sup>c</sup>	82 <sup>a</sup>	4 <sup>ab</sup>	95 <sup>b</sup>	51 <sup>b</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	43 <sup>a</sup>	97 <sup>a</sup>	2 <sup>b</sup>	140 <sup>a</sup>	64 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	38 <sup>a</sup>	62 <sup>a</sup>	5 <sup>ab</sup>	101 <sup>b</sup>	65 <sup>a</sup>
Promedio	30	81	4	110	62
EEM	2	2	0.02	2	2
<b>Cactáceas</b>					
<i>Opuntia imbricata</i>	62 <sup>b</sup>	41 <sup>a</sup>	3 <sup>a</sup>	103 <sup>a</sup>	77 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	66 <sup>a</sup>	52 <sup>a</sup>	2 <sup>a</sup>	117 <sup>a</sup>	78 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	56 <sup>b</sup>	37 <sup>a</sup>	6 <sup>a</sup>	93 <sup>a</sup>	76 <sup>a</sup>
Promedio	61	43	4	104	77
EEM	1	1	0.01	2	1
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>					
<i>Acacia shaffneri</i> V	32 <sup>c</sup>	46 <sup>b</sup>	5 <sup>b</sup>	79 <sup>d</sup>	56 <sup>e</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	18 <sup>d</sup>	55 <sup>a</sup>	6 <sup>b</sup>	73 <sup>d</sup>	48 <sup>f</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	73 <sup>a</sup>	21 <sup>d</sup>	6 <sup>b</sup>	94 <sup>ab</sup>	84 <sup>b</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	48 <sup>b</sup>	32 <sup>c</sup>	36 <sup>a</sup>	80 <sup>cd</sup>	76 <sup>d</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	53 <sup>b</sup>	35 <sup>c</sup>	12 <sup>b</sup>	89 <sup>bc</sup>	78 <sup>d</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	71 <sup>a</sup>	20 <sup>d</sup>	14 <sup>b</sup>	91 <sup>ab</sup>	86 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	57 <sup>b</sup>	34 <sup>b</sup>	7 <sup>b</sup>	92 <sup>ab</sup>	78 <sup>cd</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	68 <sup>a</sup>	30 <sup>c</sup>	40 <sup>a</sup>	98 <sup>a</sup>	94 <sup>a</sup>
Promedio	52	34	16	87	76
EEM	1	2	0.1	1	2

a, b, c, d, e, f, g, h Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P<0.05); **a** = fracción soluble al tiempo cero; **b** = fracción insoluble pero lentamente degradable; **c** = tasa de degradación; **a+b** = degradabilidad potencial; DEPC = degradabilidad efectiva para una tasa de paso de 5% por hora; EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

La fracción lentamente degradable (**b**) de la proteína fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 25). Se registraron valores altos en las hierbas (rango de 62-97%), seguido por las arbustivas (11-94), cactáceas (37-52), arbóreas (32-46) y por último el grupo de flores, frutos y vainas (21-55). Los valores de la fracción **b** en las arbustivas y herbáceas son más altos a los reportados para el forraje verde (65%), mientras que los valores obtenidos en las arbóreas, las flores, los frutos y las vainas, son similares a los observados en pajas de cereales (AFRC, 1993). La cantidad de proteína lentamente degradable durante la permanencia del alimento en el rumen es determinada por el tiempo que pasa el alimento en el rumen en donde es expuesto a la digestión bacteriana (NRC, 2007).

Con excepción de las arbóreas ( $3.0 \% h^{-1}$ ) la tasa constante de degradación de la proteína (**c**) fue diferente entre todas las especies dentro de cada grupo (Tabla 25). La fracción **c** más alta se observó en las flores, frutos y vainas ( $5-40 \% h^{-1}$ ), seguido por el grupo de arbustivas (3-12), herbáceas (2-7) y cactáceas (2-6).

La DEPC fue diferente ( $P < 0.05$ ) entre todas las especies dentro de cada grupo de plantas (Tabla 25). Se observaron valores altos en cactáceas (76-78%), el grupo de flores, frutos y vainas (48-94), hierbas (51-67), arbustivas (29-73) y arbóreas (26-29). Esta fracción es una estimación de la cantidad del total de nitrógeno capturado y utilizado por la microflora ruminal para el crecimiento y la síntesis de PMI en el rumen (AFRC, 1993). Las proteínas de la mayoría de los forrajes son susceptibles a una rápida degradación en el rumen (Klopfenstein *et al.*, 2001) especialmente las de forrajes verdes (Preston y Leng, 1989) las cuales se degradan hasta en 73% (Vérité *et al.*, 1987). Se ha demostrado que un factor principal que afecta a disponibilidad del nitrógeno es la cantidad de nitrógeno ligado a la pared celular, el cual puede constituir hasta 50% de la

proteína de forrajes consumidos por caprinos en pastoreo (Ramírez *et al.*, 1991). Los bajos valores de DEPC registrados en el follaje de arbóreas (28%) pudieran estar relacionados con la presencia de cantidades altas de metabolitos secundarios tales como lignina, taninos hidrolizables y taninos condensados. Este tipo de compuestos limita la actividad microbiana en el rumen debido a su capacidad de combinarse con las proteínas de la dieta (Yousef y Rouzbehan, 2008) reduciendo la digestibilidad y el consumo de los alimentos (Topps, 1992). Esta afirmación es particularmente aplicable para la proteína de la planta que se encuentra en la pared primaria de las células vegetales que se encuentra estrechamente unida a la celulosa y a la hemicelulosa (Grenet, 1997), aunque, una parte de esta proteína estructural podría ser disponible hasta en 12% (Ramírez-Orduña *et al.*, 2003).

Cuando el contenido de FDN, FDA, lignina, taninos, PM y PS en las plantas se incremento, la DEPC disminuyó (Tabla 26). Por el contrario, cuando el contenido de EM sin PEG y con PEG aumento, la DEPC también aumentó. Las plantas evaluadas se pueden clasificar en tres categorías según la DEPC: las especies de baja degradabilidad (arbóreas), las especies de degradabilidad media (hierbas y arbustivas), y las especies de alta degradabilidad (cactáceas, flores, frutos y vainas).

Tabla 26

Correlaciones (r) entre la composición química y la degradabilidad efectiva de la proteína cruda de especies nativas consumidas por cabras en pastoreo

	<b>a</b>	<b>b</b>	<b>c</b>	<b>a + b</b>	DEPC
PC	-0.44***	0.43***	0.17	0.08	-0.18
FDN	-0.53***	0.11	-0.07	-0.39***	-0.60***
FDA	-0.30**	0.04	-0.06	-0.24	-0.43***
Lignina	-0.46***	0.32**	-0.20	-0.07	-0.57***
Hemicelulosa	-0.15	-0.06	-0.24	-0.22	-0.29**
Celulosa	-0.15	-0.13	0.03	-0.30**	-0.28**
TC	-0.36***	0.34**	-0.15	0.05	-0.42***
EE	0.25	-0.01	0.02	0.06	0.34**
PM	-0.54***	0.19	0.04	0.04	-0.38***
PS	-0.50***	0.18	0.09	0.04	-0.78***
EM sin PEG	0.34***	-0.06	0.12	0.03	0.59***
EM con PEG	0.28**	-0.02	0.40***	0.05	0.40***

\*\* P < 0.01 \*\*\* P < 0.001.

## 5.5 Proteína sobrepasante, microbiana y metabolizable

Con excepción de las cactáceas y árboles en el resto de los grupos vegetales si hubo diferencias significativas en los contenidos de PS, PMI y PME (Tabla 27). El valor menor de PS en las arbustivas fue de 0.60, mientras que el más alto fue 7.6. En las hierbas el rango fue de 0.7 a 1.9, en el grupo de flores, frutos y vainas el rango vario de 0.2 a 2.1. El contenido en PMI fue de 1.3 a 2.1% en las arbóreas, de 2.1 a 7.1 en las arbustivas, en las herbáceas de 5.1 a 6.7 y en el grupo de flores, frutos y vainas de 1.7 a 7.7. En la PME los rangos variaron en las arbóreas de 4.5 a 5.4 g/kg, en las arbustivas de 5.8 a 9.8, en las hierbas de 5.7 a 8.2 y flores, frutos y vainas de 2.3 a 7.9.

Con la excepción de *O. imbricata* (2.8), *O. leptocaulis* (3.2), *O. leucotricha* (2.7), fruto de *A. canescens* (2.9), fruto de *O. leptocaulis* (2.9) y las tunas blancas y rojas de *O. leucotricha* (2.3 y 2.8, respectivamente) el 76% de las especies estudiadas contienen valores de PM suficientes para cubrir los requerimientos de cabras adultas en mantenimiento con actividad media (alrededor de 5.0 % MS; NRC, 2007). En el grupo de arbóreas los resultados indican que el factor limitante para un buen equilibrio de nutrientes es el nitrógeno. En el grupo de arbustivas el 50% de las especies mostraron un equilibrio de energía = nitrógeno, mientras que en el 25% el factor limitante para el crecimiento microbiano fue el nitrógeno y en el otro 25% la energía. Las hierbas mostraron en un 50% un buen equilibrio de energía = nitrógeno y el 50% presentó como factor limitante la energía. En el grupo de cactáceas el 100% de las especies registraron como factor limitante el nitrógeno. En el grupo de flores, frutos y vainas, el 62% de presento como factor limitante el nitrógeno, el 25% fue limitante en energía y solo el 12.5% presentó un buen equilibrio de energía = nitrógeno (Vérité *et al.*, 1987).

Tabla 27

Proteína sobrepasante, microbiana y metabolizable en especies plantas nativas

Especies	PS, %	PMI, %	PME, %
<b>Arbóreas</b>			
<i>Quercus eduardii</i>	3.2 <sup>a</sup>	1.3 <sup>b</sup>	4.5 <sup>b</sup>
<i>Quercus grisea</i>	3.2 <sup>a</sup>	2.1 <sup>a</sup>	5.4 <sup>a</sup>
Promedio	3.2	1.7	4.9
EEM	0.1	0.1	0.2
<b>Arbustivas</b>			
<i>Acacia constricta</i>	2.4 <sup>c</sup>	7.1 <sup>a</sup>	9.6 <sup>ab</sup>
<i>Acacia shaffneri</i>	7.6 <sup>a</sup>	2.1 <sup>h</sup>	9.8 <sup>a</sup>
<i>Atriplex canescens</i>	0.6 <sup>g</sup>	6.1 <sup>bcd</sup>	6.6 <sup>e</sup>
<i>Calliandra eriophylla</i>	3.6 <sup>b</sup>	3.1 <sup>g</sup>	6.7 <sup>e</sup>
<i>Cassia wislizeni</i>	0.7 <sup>fg</sup>	5.1 <sup>f</sup>	5.8 <sup>f</sup>
<i>Celtis pallida</i>	0.9 <sup>efg</sup>	6.4 <sup>abc</sup>	7.4 <sup>cde</sup>
<i>Condalia lyciodes</i>	1.2 <sup>def</sup>	6.6 <sup>abc</sup>	7.9 <sup>c</sup>
<i>Cordia parvifolia</i>	1.7 <sup>d</sup>	5.6 <sup>def</sup>	7.4 <sup>cde</sup>
<i>Flourenzia cernua</i>	0.7 <sup>fg</sup>	6.7 <sup>ab</sup>	7.5 <sup>cd</sup>
<i>Larrea tridentata</i>	1.2 <sup>def</sup>	6.4 <sup>bc</sup>	7.6 <sup>c</sup>
<i>Mimosa biuncifera</i>	3.0 <sup>bc</sup>	5.9 <sup>cde</sup>	9.0 <sup>b</sup>
<i>Prosopis leavigata</i>	1.4 <sup>de</sup>	5.3 <sup>ef</sup>	6.7 <sup>de</sup>
Promedio	2.1	5.5	7.6
EEM	0.2	0.23	0.25
<b>Hierbas</b>			
<i>Coldenia greggii</i>	0.7 <sup>c</sup>	5.1 <sup>b</sup>	5.7 <sup>b</sup>
<i>Dalea bicolor</i>	1.9 <sup>a</sup>	6.2 <sup>a</sup>	8.2 <sup>a</sup>
<i>Jatropha dioica</i>	1.0 <sup>c</sup>	6.7 <sup>a</sup>	7.7 <sup>a</sup>
<i>Panthenium incanum</i>	1.5 <sup>b</sup>	6.2 <sup>a</sup>	7.7 <sup>a</sup>
Promedio	1.3	6.0	7.3
EEM	0.1	0.31	0.35
<b>Cactáceas</b>			
<i>Opuntia imbricata</i>	0.3 <sup>a</sup>	2.5 <sup>a</sup>	2.8 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i>	0.3 <sup>a</sup>	2.9 <sup>a</sup>	3.2 <sup>a</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i>	0.3 <sup>a</sup>	2.3 <sup>a</sup>	2.7 <sup>a</sup>
Promedio	0.3	2.6	2.9
EEM	0.1	0.21	0.24
<b>Flores, Frutos y Vainas</b>			
<i>Acacia shaffneri</i> V	2.1 <sup>a</sup>	4.2 <sup>c</sup>	6.4 <sup>b</sup>
<i>Atriplex canescens</i> F	1.1 <sup>b</sup>	1.7 <sup>e</sup>	2.9 <sup>d</sup>
<i>Opuntia imbricata</i> F	0.4 <sup>cd</sup>	4.3 <sup>c</sup>	4.7 <sup>c</sup>
<i>Opuntia leptocaulis</i> F	0.7 <sup>bcd</sup>	2.2 <sup>de</sup>	2.9 <sup>d</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TB	0.4 <sup>cd</sup>	2.0 <sup>de</sup>	2.3 <sup>e</sup>
<i>Opuntia leucotricha</i> TR	0.3 <sup>d</sup>	2.5 <sup>d</sup>	2.8 <sup>d</sup>
<i>Prosopis leavigata</i> V	0.9 <sup>bc</sup>	5.2 <sup>b</sup>	6.1 <sup>b</sup>
<i>Yucca</i> spp FL	0.2 <sup>d</sup>	7.7 <sup>a</sup>	7.9 <sup>a</sup>
Promedio	0.8	3.7	4.5
EEM	0.2	0.2	0.1

PS = proteína sobrepasante; PMI = proteína microbiana; PME = proteína metabolizable.

a, b, c, d, e, f, g, h Medias entre columnas y entre grupos con diferente literal son diferentes (P &lt; 0.05); EEM = error estándar de la media; FL = flor; F = fruto; TB = tuna blanca; TR = tuna roja; V = vaina.

## 6. CONCLUSIONES

La composición química de las arbustivas, hierbas, flores, frutos y vainas indica que estas especies pueden contribuir de manera importante a cubrir los requerimientos nutricionales de caprinos en pastoreo. El contenido mineral, los parámetros de fermentación y los contenidos de energía y proteína metabolizable, confirman la disponibilidad de nutrientes para estos grupos vegetativos. Aparentemente, el 8% de las arbustivas y el 100% de las cactáceas fueron deficientes en P. Asimismo, el 50% de las arbóreas, 41% de arbustivas, 25% de hierbas, 100% de cactáceas y el 60% de las flores, frutos y vainas, fueron deficientes en Na. Además, el contenido de Cu fue deficiente en el 100% de las arbóreas, mientras que en las arbustivas y hierbas, el 50%, en las cactáceas el 66 y en las flores, frutos y vainas el 87%. El Mn fue deficiente en 25% de las flores, frutos y vainas. El 100% de las arbóreas fue deficiente en Zn, mientras que las arbustivas, hierbas, flores, frutos y vainas fueron deficientes en 58, 50, 66 y 62%, respectivamente. En consecuencia, es necesario suplementar con minerales de acuerdo con el grupo vegetativo que estén consumiendo las cabras.

Los parámetros de fermentación registrados en los grupos vegetales, excepto para los *Quercus*, *L. tridentata*, *P. leavigata* y los frutos de *A. canescens*, pudieran ser indicativos de la disponibilidad de nutrientes. El 100% de las arbóreas y cactáceas, el 75, 62 y 50% de las arbustivas, flores, frutos y vainas y las hierbas son deficientes en EM. El empleo de PEG afecto favorablemente los parámetros de producción de gas *in vitro* en especies arbóreas y arbustivas, mientras que el incremento en el contenido de los

componentes de la pared celular de las especies estudiadas afectó negativamente la producción de gas *in vitro* y las concentraciones *in vitro* de AGV. Los datos de digestibilidad verdadera *in vitro* de la MS y la MO indican que en las especies arbustivas, hierbas, cactáceas, flores, frutos y vainas, existe una buena disponibilidad de nutrientes.

Los datos de degradabilidad *in situ* de la MS y de la PC permiten clasificar a las especies en estudio en tres categorías: las arbóreas de baja degradabilidad, las arbustivas y hierbas de degradabilidad media y las cactáceas, flores, frutos y vainas, de alta degradabilidad. Las cactáceas, sus frutos y los frutos de *A. canescens*, fueron deficientes en proteína metabolizable (5% MS) fueron deficientes para cubrir los requerimientos de cabras adultas en mantenimiento con actividad media.

Los análisis químicos no convencionales como la producción de gas *in vitro*, digestibilidad verdadera *in vitro* (DAISY<sup>II</sup>) y la degradabilidad *in situ* son técnicas que permiten al nutricionista conocer de manera mas precisa las características nutricionales de los alimentos, ya que reproducen las condiciones en que se da el proceso de fermentación normal en el rumen.



## 7. LITERATURA CITADA

- Adesogan, A. T. 2005. Effects of bag type on the apparent digestibility of feeds in ANKOM Daisy II incubators. *Anim Feed Sci and Technol.* 119, 333-344.
- AFRC, 1993. Energy and Protein Requirements of Ruminants. An advisory manual prepared by the AFRC Technical Committee on resources to nutrients. CAB International. Wallingford, U.K. p. 159.
- ANKOM, 2000. In vitro true digestibility using the DAISY<sup>II</sup> incubator. Ankom Inc. Macedon, NY, USA.
- AOAC, 1990. Official Methods of Analysis. 15<sup>th</sup> Edition. Association of Official Analytical Chemists International. U.S.A.
- AOAC, 1995. Official Methods of Analysis. Vol. II 16<sup>th</sup> Edition. Association of Official Analytical Chemists International. Gaithersburg, Maryland. Chapter 32, 24.
- Ammerman, C. B., Goodrich, R. D., 1983. Advances in mineral nutrition in ruminants. *J. Anim. Sci.* 57, 519-533.
- Annison, E.F., Armstrong, D.G.. 1970. Volatile fatty acid metabolism and energy supply. In: A.T. Phillipson (Ed). *Physiology of Digestion and Metabolism in the Ruminant*. Oriel Press. Newcastle, England. Pag. 422-437.
- Apori, S. O., Castro, F. B., Shand, W. J., Orskov, E. R., 1998. Chemical composition, *in sacco* degradation and *in vitro* gas production of some Ghanaian browse plants. *Anim Feed Sci. Technol.* 76, 129-137.

- Baba, A. S. H., Castro, F. B., and Orskov, E. R., 2002. Partitioning of energy and degradability of browse plants in vitro and the implications of blocking the effects of tannin by the addition of polyethylene glycol. *Anim. Feed Sci. Technol.* 95, 93-104.
- Barnes, T. G., Varner, L. W., Blankenship, L. H., Fillinger, T. J. Heinevan, S. C., 1990. Macro and trace mineral content of selected south Texas deer forages. *J. Range Manage.* 43 (3), 220-223.
- Batista, A. M., Mustafa, A. F., McKinnon, J. J., Kermasha, S., 2002. *In situ* ruminal and intestinal nutrient digestibilities of mesquite (*Prosopis juliflora*) pods. *Anim Feed Sci. Technol.* 100, 107-112.
- Ben Salem, H., Nefzaoui, A., Ben Salem, L., 2002. Supplementation of *Acacia cyanophylla* Lindl. Foliage-based diets with barley or shrubs from arid areas (*Opuntia ficus-indica*, *F. inermis* and *atriplex nummularia* L.) on growth and digestibility in lambs. *Anim. Feed Sci. Technol.* 96, 15-20.
- Bhatta, R., Shinde, A. K., Vaithyanathan, S., Sankhyan, S. K., Verma, D. L., 2002. Effect of polyethylene glycol-6000 on nutrient intake, digestion and growth of kids browsing *Prosopis cineraria*. *Anim. Feed Sci. Technol.* 101, 45-54.
- Bhatta, R., Shinde, A. K., Verma, D. L., Sankhyan, S. K., Vaithyanathan, S., 2004. Effect of supplementation containing polythylen glycol (PEG)-6000 on intake, rumen fermentation pattern and growth in kids fed foliage of *Prosopis cineraria*. *Small Rum. Res.* 52, 45-52.
- Blümmel, M., Becker, K., 1997. The degradability characteristics of fifty-four roughages and roughage neutral-detergente fibres as described by in vitro gas production and their relationship to voluntary feed intake. *Brit. J. Nutr.* 77, 757-768.

- Blümmel, M., Orskov, E. R., 1993. Comparison of *in vitro* gas production and nylon bag degradability of roughages in prediction of feed intake in cattle. *Anim. Feed Sci. Technol.* 40, 109-119.
- Blümmel, M., Cone, J. W., Van Gelder, A. H., Nshalai, I., Humana, N. N., Makkar, H. P. S., Becker, K., 2005. Prediction of forage intake using *in vitro* gas production methods: Comparison of multiphase fermentation kinetics measured in an automated gas test, and combined gas volume and substrate degradability measurements in a manual syringe system. *Anim Feed Sci. Technol.* 123-124, 517-526.
- Bondi, A. A., 1988. *Nutrición animal*. Editorial Acribia, S. A. Zaragoza-España. Cap. 14, pp 307.
- Broderick, G. A., Cochran, R. C., 2000. *In vitro* and *in situ* methods for estimating digestibility, with reference to protein degradability. In: M. K. Theodorou and J. France (Eds.). *Feeding systems and feed evaluation models*. CABI Publishing. 481 pp.
- Bryant, J. P., Reichardt, B. P., Clausen, T. P., 1992. Chemically mediated interactions between woody plants and browsing mammals. *J. Range Manage.* 45, 18-24.
- Burns, R. E., 1971. Method for estimation of tannin in sorghum grain. *Agro. J.*, 63: 1214-1218.
- Burroughs, W., Thenkle, A. H., Vetter, R. L., 1971. Some new concepts of protein nutrition of feedlot cattle (metabolizable protein and metabolizable amino acid). *Veterinary Medicine and Small Animal Clinician.* 66, 238-247.
- Cabiddu, A., Decandia, M., Sitzia, M., Molle, G., 2000. A note on the chemical compositions and tannin content of some Mediterranean shrubs browsed by Sarda goats. *OPTIONS méditerranéennes.* 52, 175-178.
- Cerrillo, M. A., López, O. O., Juárez, R. A. S., 2002. *In vitro* gas production and *in situ* degradability of four native species commonly consumed by grazing goats in North

- Mexico. Proceeding Joint Meeting of the Federation of the Animal Science Societies. Quebec. Canada.
- Cerrillo, M. A., Juárez, R. A. S., 2004. In vitro gas production parameters in cacti and tree species commonly consumed by grazing goats in a semiarid region of North México. *Livestock Research for Rural Development*. 16 (4).
- Cerrillo-Soto, M. A., Gutiérrez-Luna, R., López-González, I.C., Juárez-Reyes, A.S., 2004. Mineral profile in tree leaves, cacti and fruits commonly consumed by grazing goats in a semiarid region of North Mexico. 8th International Conference on goats. Pretoria, South Africa. pp. 126-129.
- Cerrillo, M. A., López, O. O., Nevárez, C. G., Ramírez, R. G., Juárez, R. A. S., 2006. Nutrient content, intake and in vitro gas production of diets by Spanish goats browsing a thorn shrubland in North Mexico. *Small Rumin. Res.* 66, 76-84.
- Cheng, K. J., Stewart, C. S., Dinsdale, D., Costerton, J. W., 1984. Electron microscopy of bacteria involved in the digestion of plant cell walls. *Anim. Feed Sci. Technol.* 10, 93-120.
- Chung K-T, Wong T-Y, Wei C-I, Huang Y-W y Lin Y. 1998. Tannins and Human Health: A review. *Crit. Rev. Food Sci.* 38, 421-464
- Church, D. C., Pond, W. G., Pond, K. R., 2006. *Fundamentos de nutrición y alimentación de animales*. Limusa Wiley. Segunda edición. Mexico. D. F. p. 636.
- Cody, R. P., Smith, J.K., 1997. *Applied Statistic and the SAS Programming Language*. Fourth ed. PrenticeHall, Inc. Upper Saddle River. NJ. 07452. p. 445
- Colin, N. J., 2003. Porqué los ganaderos deben suplementar minerales al ganado?. *Memorias del curso "Suplementación mineral de ganado en zonas áridas y semiáridas*. Cd. Guadalupe, Nuevo León. pp. 3-10.

- Cotta, M.A. and R.B. Hespell. 1986. Protein and amino acid metabolism of rumen bacteria. In : L.P. Milligan, W.L. Grovum, A. Dobson (Eds.) Control of Digestion and Metabolism in Ruminants. Prentice Hall. New Jersey, USA. pp. 122-136.
- Degen, A. A., Blanke, A., Becker, K., Kam, M., Benjamin, R. W., Makkar, P. S., 1997. The nutritive value of *Acacia saligna* and *Acacia salicina* for goats and sheep. Anim. Sci. 64, 253-259.
- Delahoy, J. E., Muller, L. D., Bargo, F., Cassidy T. W. Holden, L. A. 2003 Supplemental Carbohydrate Sources for Lactating Dairy Cows on Pasture. J. Dairy Sci. 86, 906-915.
- Demarquilly, C., Boissau, J. M., 1976. Méthode de mesure de la valeur alimentaire des fourrages. CRZV-INRA. THEIX (Laboratoire des aliments). France.
- DePeters, E. J., Getachew, G., Fadel, J. G., Zinn, R. A., Taylor, S. J., Parear, J. W., Hinders, R. G., Aseltine, M. S., 2003. In vitro gas production as a method to compare fermentation characteristics of steam-flaked corn. Anim. Feed Sci. Technol. 105, 109-122.
- Dijkstra, J. 1993 Production and absorption of volatile fatty acids in the rumen. Liv. Prod. Sci. 39, 61-69.
- Emanuele, S. M., Straples, C. R., 1990. Ruminal release of minerals from six forage species. J. Anim. Sci. 68, 2052-2060.
- Emanuele, S. M., Straples, C. R., Wilcox, C. J., 1991. Extent and site of mineral release from six forages species incubated in mobile dracon bags. J. Anim. Sci. 69, 801-810.
- FAO, 2004. Faostat Database Results <http://apps.fao.org/cgi-bin/nph-db.pl>
- Fahey, G.C Jr., Berger, L.L. 1993. Carbohydrate nutrition of ruminants. In: D.C. Church (Ed). The Ruminant Animal. Digestive Physiology and Nutrition. Prentice Hall, Inc. Englewood Cliffs, NJ. pp. 269-297.

- Feeny, P. P., Bostock, H., 1968. Seasonal changes in the tannin content of oak leaves. *Phytochemistry*. Vo. 7. pp. 871-880.
- FIRA. 1999. Oportunidades de desarrollo en la industria de la leche y carne de cabra en México. XVI Aniversario del Banco de México. Vol. XXXII. pp. 1-97.
- Flachowsky, G., Tiroke, K., 1993. Influence of type of feeding and rumen incubation time on *in sacco* dry matter degradability of ryegrass, straw and concentrate in sheep and goats. *Small Rumin. Res.* 9, 321-330
- France, J., Siddons, R.C. 1993. Volatile fatty acid production. In: J.M. Forbes and J. France (Eds). *Quantitative Aspects of Ruminant Digestion and Metabolism*. CAB. International. UK. pp. 107-122.
- Fondevila, M., Nogueira-Filho, J. C. M., Barrios-Urdan, A., 2002. *In vitro* microbial fermentation and protein utilisation of tropical forage legumes grown during the dry season. *Anim. Feed Sci. Technol.* 95, 1-14.
- Gartenberg, P. K., Rodriguez, D., McDowell, L. R., Wilkinson, J. H., Martin, F. G., 1989. Evaluation of the trace mineral status of ruminants in northeast. I. Macroelements and crude protein. *Nutrition Reports International*. 40, 387-375.
- Getachew, G., Makkar, H. P. S., Becker, K., 2002. Tropical browses: contents of phenolic compounds, *in vitro* gas production and stoichiometric relationship between short chain fatty acid and *in vitro* gas production. *J. Agric. Sci.* 139, 341-352.
- Getachew, G., Robinson, P. H., DePeters, E. J., Taylor, S. J., 2004. Relationships between chemical composition, dry matter degradation and *in vitro* gas production of several ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 111, 57-71.

- Getachew, G., DePeters, E. J., Robinson, P.H., Fadel, J. G., 2005. Use of an in vitro rumen gas production technique to evaluate microbial fermentation of ruminant feed and its impact on fermentation products. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123-124, 547-559.
- Gilboa, N., Perevolotsky, A., Landau, A., Nitsa, Z., Silanikove, N., 2000. Increasing productivity in goats grazing Mediterranean woodland and scrubland by supplementation of polyethylene glycol. *Small Rumin. Res.* 38, 183-190.
- Goetsch, A. L., Sahlu, T., 2004. Nutrient Requirements of Goats. Special Issue. *Small Rumin. Res.* 53, 189-190.
- Grenet, E., 1997. Aspects microscopiques de la dégradation microbienne des tissus végétaux dans le rumen. *Prod. Anim.* 10, 241-249.
- Hagerman A. E., Butler L. O. 1980. Determination of protein in tannin-protein precipitates. *J Agric. Food Chem.* 28, 944- 959
- Hindrichsen, I. K., Osuji, P. O., Odenyo, A. A., Madsen, J., Hvelplund, T. 2004. Effect of supplementation of maize stover with foliage of various tropical multipurpose trees and *Lablab purpureus* on intake, rumen fermentation, digesta kinetics and microbial protein supply of sheep. *Anim Feed Sci. Technol.* 113, 83-96.
- Huntington, J.A., Givens, D.I., 1995. The *in situ* Technique for Studying the Rumen Degradation of Feeds: A Review of the Procedure. *Nutr. Abst. Rev. (Series B).* 65, 63-93.
- INEGI, 1998. Cuaderno Estadístico Municipal. Cuencamé. Estado de Durango.
- INEGI, 2000. (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática) Anuario Estadístico. Edificio sede, Aguascalientes, Ags., Ed. 1999. Impreso en México. p. 307.
- INEGI, 2002. Cuaderno Estadístico Municipal. Guadalupe Victoria. Estado de Durango.

- INEGI. 2004. (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática). Anuario estadístico. Edificio sede, Aguascalientes, Ags., Ed. 2004 Impreso en México. 385 y 393 pp.
- INEGI, 2004. Cuaderno Estadístico Municipal. Durango. Estado de Durango.
- INEGI, 2005. Cuaderno Estadístico Municipal. Peñón Blanco. Estado de Durango.
- INRA, 1981. Alimentación de los rumiantes. Ediciones Mund-Prensa. Cap. 2, p. 59
- Jansman, A. J. M., 1993. Tannins in feedstuffs for simple-stomached animals. *Nutrition Research Reviews*. 6, 209-236.
- Jarrige, R., Journet, M., Vérité R., 1978. Azote. In *alimentation des ruminants*, Ed. INRA Publications (Route de Saint-Cyr). Versailles. pp. 89-128.
- Jarrige, R., 1981. Les constituants glucidiques des fourrages: variations, digestibilité et dosage. In *Prévisions de la valeur nutritive des aliments des ruminants*. Ed. INRA Publications. Route de St-Cyr, 78000 Versailles. p. 580.
- Jarrige, R. 1988. Ingestión et digestión des aliments. In *Alimentation des bovins, ovins et caprins*. Ed. INRA Publications, Route de St-Cyr, 78000 Versailles. p. 476
- Juárez, R. A. S., Montoya, E. R., Névarez, C.G., Cerrillo, S. M. A., Mould, F. L., 2004. In situ degradability of dry matter and neutral-detergent fibre of thorn scrublands forage consumed by goats in the semi-arid region of north México. *Anim. Sci.* 79, 505-511.
- Juárez, R. A. S., Cerrillo, S. M. A., Gutiérrez, O. E., Romero, T. E., Colin, N. J., Bernal, B. H., 2006. Gas production and volatile fatty profile of subtropical grasses from Mexico incubated in rumen fluid. *J. Anim. Sci.* Vol 84. Suppl. 1. p. 103.
- Jung, H.G., Casler, M.D., 1991. relationship of lignin and esterified phenolics to fermentation of smooth bromegrass fibre. *Anim. Feed Sci. Technol.* 32, 63-68.
- Kababya, D., Perevolostky, A., Bruckental, I., Landau, S., 1998. Selection of diets by dual-purpose Mamber goats in Mediterranean woodland. *J. Agric. Sci. (Camb.)* 131, 221-228



- Khazaal, K., Dentinho, M. T., Ribeiro, J. M., Orskov, E. R., 1995. Prediction of apparent digestibility and voluntary intake of hays fed to sheep: comparison between using fibre components, *in vitro* digestibility or characteristics of gas production or nylon bag degradation. *British Society of Animal Science*. 61, 527-538.
- Khazaal, K. A., Parissi, Z., Tsiouvaras, C., Nastis, A., Orskov, E. R., 1996. Assessment of phenolics-related antinutritive levels using the *in vitro* gas production technique: a comparison between different types of polyvinylpyrrolidone or polyethylene glycol. *J. Sci. Food Agric*. 71, 405-414.
- Kamalak, A., Canbolat, O., Ozay, O., Aktas, S., 2004. Nutritive value of oak (*Quercus* spp.) leaves. *Small Rumin. Res*. 53, 161-165.
- Kamalak, A., 2006. Determination of nutritive value of leaves of a native grown shrub, *Glycyrrhiza glabra* L. using *in vitro* and *in situ* measurements. *Small Rumin. Res*. 64, 268-278.
- Kawas, J. R., 2003. Importancia de los minerales en la producción y salud del ganado. Memorias del curso “Suplementación mineral de ganado en zonas áridas y semiáridas. Cd. Guadalupe, Nuevo León. pp. 31-41.
- Klopfenstein, T.J., Mass, R.A., Creighton, K.W., Patterson, H.H., 2001. Estimating forage protein degradation in the rumen. *J. Anim. Sci. (Suppl.)* 79, 208-217.
- Keir, B., Van Lai, N., Preston, T. R., Orskov, E. R., 1997. Nutritive value of leaves from tropical trees and shrubs: 1. *In vitro* gas production and *in sacco* rumen degradability. *Livestock Research for Rural Development*. Vol. 9, No. 4.
- Kessler, J., 1991. Mineral nutrition of the goats. In *Goat Nutrition*. P. Morand-Ferh (Ed). EAAP Publication Num. 46. Pudoc Wageningen. p. 307.

- Krishnamoorthy, U., Soller, H., Steingass, H. H., Menke, K. H., 1991. A comparative study on rumen fermentation of energy supplements in vitro. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.* 65, 28-35.
- Krishnamoorthy, U., Rymer, C., Robison, P. H., 2005. The in vitro gas production technique: Limitations and opportunities. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123, 1-7.
- Kumar, R., Vaithyanathan, S., 1990. Occurrence, nutritional significance and effect on animal productivity of tannins in tree leaves. *Anim. Feed Sci. Technol.* 30, 21-38.
- Kumar, R., D'Mello, J. P. F., 1995. Anti-nutritional factors in forage legume. In: D'Mello, J. P. F., Devendra, C. (Eds.). *Tropical Legumes in Animal Nutrition*. CAB International. pp. 95-133.
- Landau, S., Provenza, F., Silanikive, N., 2000. Feeding behavior and utilization of vegetation by goats under extensive systems. *Proceedings of the International Goat Conference*. Tours, France. pp. 47-52.
- Larbi, A., Smith, J. W., Raji, A. M., Kurdi, I. O., Adekunle, I. O., Ladipo, D. O., 1997. Seasonal dynamics in dry matter degradation of browse in cattle, sheep and goats. *Small Rum. Res.* 25, 129-140.
- 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. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72, 81-96.
- Leinmüller, E., Menke, K. H., 1990. Tannins in feeds for ruminants. I Chemical properties and reactions with macromolecules. *Übersichten zur Tierernährung*. 18, 91-114.

- Ly, J., Van Lai, N., Rodríguez, L., Preston, T. R., 1997. In vitro gas production and washing losses of tropical crop residues for ruminants and pigs. *Livestock Research for Rural Development* Vol. 9, No. 4. pp. 34-40.
- Mabjeesh, S. J., Cohen, M., Arieli, A., 2000. *In vitro* methods for measuring the dry matter digestibility of ruminant feedstuffs: comparison of methods and inoculum source. *J. Dairy Sci.* 83, 2289-2294.
- Maeng, W. J., H. Park, H. J. Kim. 1997. The role of carbohydrate supplementation in microbial protein synthesis in the rumen. In: R. Onedera, H. Itabashi, K. Ushida, H. Yano and Y. Sasaki. (Eds). *Rumen Microbes and Digestive Physiology in Ruminants.* Japan Scientific societies. pp. 123-130
- Makkar, H. P. S., Singh, B., 1991. Distribution of condensed tannins (proanthocyanidins) in various fibre fractions in young and mature leaves of some oak species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 32, 253-260.
- Makkar, H. P. S., Blümmel, M., Becker, K., 1995. In vitro effects of and interactions between tannins and saponins and fate of tannins in the rumen. *J. Sci. Food Agric.* 69, 481-493.
- Makkar, H. P. S., 2003. Quantification of tannins in tree and shrub foliage. *A Laboratory Manual.* Kluwer Academic Publishers. The Netherlands. pp. 102-110.
- McDonald, P., Edwards, R., Greenhalgh, J., 1993. Minerales. *Nutrición animal.* Acribia. España. pp. 571-580.
- McDowell, L. R., 2003. *Minerals in animal and human nutrition.* Elsevier Science B V. Ámsterdam. Netherlands. pp. 644-655.
- McDowell, L. R., Velazquez-Pereira, J., Valle, G., 2005. Minerales para rumiantes en pastoreo en regiones tropicales. Departamento de Zootecnia. Centro de Agricultura Tropical. Universidad de Florida. Gainesville. pp. 83-90.

- McQueen, R., Van Soest, P. J., 1975. Fungal cellulose and hemicellulase prediction of forage digestibility. *J. Dairy Sci.* 58, 1482-1491.
- McMillan, Z., Scott, C. B., Taylor, C. A., Huston, J. E., 2002. Nutritional value and intake of prickly pear by goats. *J. Range. Manage.* 55: 139-143.
- McSweeney, C. S., Palmer, B., McNeill, D. M., Krause, D. O., 2001. Microbial interactions with tannins: nutritional consequences for ruminants. *Anim. Feed Sci. Technol.* 91, 83-93.
- Mehrez, A. Z., Orskov, E. R., 1977. A study of the artificial fibre bag technique for determining the digestibility of feeds in the rumen. *Journal of Agricultural Science, Cambridge* 88, 645-650.
- Menke, K. H., Raab, L., Salewki, A., Steingass, H., Fritz, H., Scheneider, W., 1979. The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminal feeding stuffs from the gas production when they are incubated with rumen liquor in vitro. *J. Agric. Sci. Camb.* 93, 217-222.
- Menke, K. H., Steingass, H., 1988. Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and gas production using rumen fluid. *Anim. Res. Dev.* 28, 7-55.
- Mertens, D.R. 1993. Rate and extent of digestion. In *Quantitative aspects and ruminant digestion and metabolism*. Forbes, J.M., France, J. (Eds.). CAB International, Wallingford Oxon, UK. pp. 123-135.
- Meyer, D., Becker, R., Gumbmann, M. R., Neukom, H., Saunders, R. M., 1986. Processing, composition, nutritional evaluation, and utilization of mesquite (*Prosopis* spp.) pods as raw material for the food industry. *J. Agric. Food. Chem.* 34, 914-919.
- Michalet-Doreau, B., Ould-Bah, M. Y., 1992. *In vitro* and *in sacco* methods for the estimation of dietary nitrogen degradability in the rumen: A review. *Anim Feed Sci. Technol.* 40, 57-86.

- Miller, J. K., Ramsey, N., Madsen, F. C., 1993. En: D. C. Church (Ed.) The ruminant animal, digestive physiology and nutrition, Waveland Press, Inc. USA. pp. 564-578.
- Min, B. R., Barry, T. N., Attwood, G. T., McNabb, W. C., 2003. The effect of condensed tannins on the nutrition and health of ruminants fed fresh temperate forages: a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 106, 3-19.
- Mole, S. 1989. Polyphenolics and the nutritional ecology of herbivores. In toxicants plant origin. IV. Phenolic. pp. 191-223.
- Nastis, A. S., Malechek, J. C., 1981. Digestion and utilization of nutrients in oak browse by goats. *J. Anim. Sci.* 53, 283-290.
- NRC., 1981. Nutrient Requirements of Goats: Angora, Dairy and Meat Goats in Temperate and Tropical Countries. National Academy Press. Washington, DC. pp. 91-100.
- NRC, 2007. Nutrient Requirements of Small Ruminants: Sheep, Goats, Cervids, and New World Camelids. National Academic of Press. Washington, D.C. p. 36.
- Ndlovu, L. R., Nherera, F. V., 1997. Chemical composition and relationship to in vitro gas production of Zimbabwean browsable indigenous tree species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 69, 121-129.
- Nsahlai, I. V., Siaw, D. E. K. A., Osujit, P. O., 1994. The relationships between gas production and chemical composition of 23 browses of the genus *Sesbania*. *J. Sci. Food Agric.* 65, 13-20.
- O'Dell, B. L., 1984. Bioavailability of trace elements. *Nutr. Rev.* 42, 301-308.
- Olivares, S. E., Gutiérrez, O. E., 2003. Flujo de minerales en agua, suelo y planta. Memorias del curso "Suplementación mineral de ganado en zonas áridas y semiáridas. Cd. Guadalupe, Nuevo León. Pág. 11-21.

- Olsen, S. R., Dean, L. A., 1965. Phosphorus. In: C. A. Black (Ed). Methods of soil analysis. Part 2. Agronomy 9. American Society of Agronomy. Madison, WI. Pp. 1035-1049.
- Opatpatanakit, Y., Kellaway, R. C., Lean, I. J., Annison, G., Kirby, A., 1994. Microbial fermentation of cereal grains in vitro. Aust. J. Agric. Res. 54, 1247-1263.
- Orskov, E.R. 1975. Manipulation of rumen fermentation for maximum food utilization. World. Rev. Nutr. 22:152-182.
- Orskov, E. R., McDonald, I., 1979. The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurements weighted according to rate of passage. J. Agric. Sci. Camb. 92, 499-503.
- Orskov, E. R., Shand, W. J., 1997. Use of the nylon bag technique for protein and energy evaluation and for rumen environment studies in ruminants. Livestock Research for Rural Development. 9, 1-7.
- Otero, M. J., Hidalgo, L. G., 2004. Taninos condensados en especies forrajeras de clima templado: efectos sobre la productividad de rumiantes afectados por parasitosis gastrointestinales (una revisión). <http://www.cipav.org.co/lrrd/lrrd16/2/oter1602.htm>
- Owens, F.N., A.L. Goetsch. 1993. Ruminal fermentation. In: D.C. Church (Ed). The Ruminant Animal. Digestive Physiology and Nutrition. Prentice Hall, Inc. Englewood Cliffs, NJ. pp. 145-171.
- Papachristou, T. G., Nastis, A. S., 1993. Nutritive value of diet selected by goats grazing on kermes oak shrublands with different shrub and herbage cover in northern Greece. Small Rumin. Res. 12, 35-44.
- Papachristou., T. G., 1997. Foraging behaviour of goats and sheep on Mediterranean kermes oak shrublands. Small Rumin. Res. 24, 85-93.

- Perevolotsky, A., Brosh, A., Ehrlich, O., Gutman, M., Henkin, Z., Holzer, Z., 1993. Nutritional value of common oak (*Quercus calliprinos*) browse as fodder for goats: Experimental results in ecological perspective. *Small Rumin. Res.* 11, 95-106.
- Pinos-Rodríguez, J. M., Aguirre-Rivera, J. R., Mellado, M., García-López, J. C., Álvarez-Fuentes, G., Méndez-Villazana, J.C., 2007. Chemical and digestibility characteristics of some woody species browsed by goats in central Mexico. *J. Appl. Anim. Res.* 32, 149-153.
- Pinto, R. R., Sandoval Castro, C. A., Ramírez Avilés, L., 2002. In vitro gas production of foliage and fruits of forage trees with and without added PEG. *British Society of Animal Science.* 36, 137-145.
- Preston, T.R., Leng, R.R., 1989. Ajustando los sistemas de producción pecuaria a los recursos disponibles: Aspectos básicos y aplicados del nuevo enfoque sobre la nutrición de rumiantes en el trópico. (Adjusting production agrosystems to available resources. Basic and applied aspects on the new scope in ruminant nutrition in the tropics). CONDRIT Ltda. Cali, Colombia. pp. 312-323.
- Price, M. L., Van Scoyoc, S., Butler, L. G., 1978. A critical evaluation of the vanillin reaction as an assay for tannin in sorghum grain. *J. Agric. Food Chem.*, 26, 1214-1220.
- Ramírez, R. G., Rodríguez, A., Tagle, L. A., del Valle, A.C., González, J., 1990. Nutrient content and intake of forage grazed by range goats in northeastern México. *Small Rumin Res.* 3, 435-448.
- Ramírez, L.R.G., Loyo, A., Mora, R., Sanchez, E.M., Chaire, A., 1991. Forage intake and nutrition of Range goats in a shrubland in northeastern Mexico. *J. Anim. Sci.* 69, 879-887

- Ramírez, R. G., Ledezma-Torres, R. A., 1997. Forage utilization from native shrubs *Acacia ridigula* and *Acacia farnesiana* by goats and sheep. *Small Rumin. Res.* 25, 43-50.
- Ramírez, R. G., Neira-Morales, R. R., Ledesma-Torres, R. A., Garibaldi-González, C. A., 2000a. Ruminant digestion characteristics and effective degradability of cell wall of browse species from northeastern Mexico. *Small Rumin. Res.* 36, 49-55.
- Ramírez, R. G., Alanis-Flores, G. F., Núñez-González, M. A., 2000b. Dinámica estacional de la digestión ruminal de la materia seca del nopal. *CIENCIA-UANL.* 3, 267-273.
- Ramírez, R. G., Haenlein, G. F. W., Núñez-González, M. A., 2001. Seasonal variation of macro and trace mineral contents in 14 browse species that grow in northeastern Mexico. *Small Rumin. Res.* 39, 153-159.
- Ramírez, L. R. G., 2002. Nutritional attributes of native shrubs from northeastern Mexico consumed by goats. *Memorias de la XVII Reunión Nacional sobre Caprinocultura.* Durango, Dgo. México. pp. 74-84.
- Ramírez-Lozano, R. G., 2003. Contenido mineral de los recursos forrajeros del noreste de México. *Memorias del curso "Suplementación mineral de ganado en zonas áridas y semiáridas.* Cd. Guadalupe, Nuevo León. pp. 136-150.
- Ramírez, R.G., Nuñez-González, M.A, 2006. Chemical composition, Digestión and mineral content of native forbs consumed by range sheep. *J. Anim. Vet. Adv.* 5, 1158-1164.
- Ramírez, R. G., González-Rodríguez, H., Ramírez-Orduña, R., Cerrillo-Soto, M. A., Juárez-Reyes, A. S., 2006. Seasonal trends of macro and micro minerals in 10 browse species that grow in northeastern Mexico. *Anim. Feed Sci. Technol.* 128, 155-164.
- Ramírez-Orduña, R. Ramírez, R. G., Almaraz-Sánchez, R., González-Rodríguez, H., Ramírez-Orduña, J. M., Cepeda-Palacios, R., Ávila-Sandoval, J. M., 1998. Seasonal variation in



- leaf mineral content of shrubs from Baja California Sur, Mexico. Forest, Farm and Community Tree Research Reports. 3, 8-12.
- Ramírez-Orduña, R., Ramírez-Lozano, R.G., Gómez-Meza, M., Armenta-Quintana, J.A., Ramírez-Orduña, J.M., Cepeda-Palacios, R., 2003. Seasonal dynamics of ruminal crude protein digestion of browse species from Baja California Sur, Mexico. *Interciencia*. 28, 408-414.
- Ramírez-Orduña, R., Ramírez, R. G., González-Rodríguez, H., Haenlein, G. F. W., 2005. Mineral content of browse species from Baja California Sur, Mexico. *Small Rumin. Res.* 57, 1-10.
- Ramírez-Orduña, R., Ramírez, R. G., Romero-Vadillo, E., González-Rodríguez, H., Armenta-Quintana, J. A., Avalos-Castro, R., 2008. Diet and nutrition of range goats on a sarcocaulous shrubland from Baja California Sur, Mexico. *Small Rumin. Res.* 76, 166-176.
- Reed, J. D., 1995. Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes. *J. Anim. Sci.* 73, 1516-1528.
- Riveros, F., 1992. The genus *Prosopis* and its potential to improve livestock production in arid and semi arid regions. In: Speedy, A., Pugliese, P. (Eds). *Legume Trees and Other Fodder Trees as Protein Sources for Livestock*. FAO Animal Production and Health Paper 102. pp. 257-276.
- Rogosic, J., Pfister, J. A., Provenza, F. D., Gruesa, D., 2006. Sheep and goats preference for and nutritional value of Mediterranean maquis shrubs. *Small Rumin. Res.* 64, 169-179.
- Rubanza, C. D. K., Shem, M. N., Otsyina, R., Bakengesa, S. S., Ichinohe, T., Fujihara, T., 2005. Polyphenolics and tannins effect on in vitro digestibility of selected *Acacia* species leaves. *Anim. Feed Sci. Technol.* 119, 129-142.

- Rymer, C., Givens, D. I., 2002. Relationships between patterns of rumen fermentation measured in sheep and in situ degradability and the in vitro gas production profile of the diet. *Anim. Feed Sci. Technol.* 101, 31-44.
- Salem, A. Z. M., 2005. Impact of season of harvest on in vitro gas production and dry matter degradability of *Acacia saligna* leaves with inoculum from three ruminants species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123-124, 67-79.
- Sánchez, M., 2000. [www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/Mulberry/paper/HTML/Mulbwar2.htm](http://www.fao.org/ag/AGA/AGAP/FRG/Mulberry/paper/HTML/Mulbwar2.htm)
- Sánchez, A., González, J., Faria, M. J., 2007. Evolución comparada de la composición química con la edad al corte en las especies *Leucaena leucocephala* y *L. trichodes*. *Zootecnia Tropical.* 25, 233-236.
- SAS, 1997. *Applied Statistics and the SAS Programming Language*. Fourth ed. Prentice-Hall, Inc. 445 pp.
- Sawyer, J. E., Knox, L. A., Donart, G. B., Petersen M. K., 2001. The nutritive quality of cholla cactus as affected by burning. *J. Range Manage.* 54, 249-253.
- Singh, B., Sahoo, A., Sharma, R., Bhat, T.K., 2005. Effect of polyethylene glycol on gas production parameters and nitrogen disappearance of some tree forages. *Anim Feed Sci. Technol.* 123-124, 351-364.
- Sirohi, S. K., Karim, S. A., Misra, A. K., 1997. Nutrient intake and utilisation in sheep fed with prickly pear cactus. *Journal of Arid Environments.* 36, 161-166
- Silanikove, N. Nitsan, Z., Perevolotsky, A., 1994. Effect of a daily supplementation of polyethylene glycol on intake and digestion of tannin-containing leaves (*Ceratonia siliqua*) by sheep. *J. Agric. Food Chem.* 42, 2844-2847.

- Silanikove, N., Gilboa, N., Perevolotsky, A., Nitsan, Z., 1996. Effect of a daily supplementation of polyethylene glycol on intake and digestion of tannin-containing leaves (*Quercus calliprinos*, *Pistacia lentiscus* and *Ceratonia siliqua*) by goats. J. Agric. Food Chem. 44, 199-205.
- Silanikove, N., Perevolotsky, A., Provenza, F. D., 2001. Use of tannin-binding chemical to assay for tannins and their negative postingestive effects in ruminants. Anim. Feed Sci. Technol. 91, 69-81.
- Sosa, R. E. E., Pérez, R. D., Ortega, R. L., Zapata, B. G., 2004. Evaluación del potencial forrajero de árboles y arbustos tropicales para la alimentación de ovinos. Téc. Pecu. Méx. 42, 129-144.
- Spears, J.W., 1994. Minerals in forages. In: Fahey J.C. Forage Quality, evaluation and utilization. American Society of Agronomy. Inc. USA. pp. 281-317.
- Stern, M. D., Bach, A., Calsamiglia, S., 1997. Alternative techniques for measuring nutrient digestion in ruminants. J. Anim. Sci. 75, 256-276.
- Tegegne, Firew, 2003. Valor nutricional de *Opuntia ficus-indica* como forraje de ruminates en Etiopia. <http://www.fao.org/docrep/007/y2808s/y2808s0d.htm>
- Tilley, J. M. A., Terry, R. A., 1963. A two stage technique for the in vitro digestion of forage crops, J. Brit. Grassl. Soc. 18, 104-111.
- Titus, C. H., Provenza, F. D., Perevolotski, A., Silanikove, N., Rogosic, J., 2001. Supplemental polyethylene glycol influences preferences of goats browsing blackbrush. J. Range Mag. 54, 161-165.
- Topps, J. H., 1992. Potential, comparison and use of legume shrubs and trees as fodders for livestock in the tropics. J. Agric. Sci. Camb. 118, 1-8.

- Turgut, L., Yanar, M., 2004. *In situ* dry matter and crude protein degradation kinetics of some forages in Eastern Turkey. *Small Rumin. Res.* 52, 217-222.
- Van Houtert, M.F.J. 1993. The production and metabolism of volatile fatty acids by ruminants fed roughages. A review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 43, 189-225.
- Van Soest, P. J., Robertson, J.B., Lewis, B.A., 1991. Methods for dietary, neutral detergent fiber, and non starch polysaccharides in relation to animal nutrition. Symposium: carbohydrate methodology, metabolism, and nutritional implications in dairy cattle. *J. Dairy Sci.* 74, 3583-3597.
- Van Soest, P. J., 1994. *Nutritional ecology of the Ruminant*, second edition. Cornell University Press, Ithaca, NY. pp. 322-356.
- Vérité, R., Michalet-Doreau, B. Chapoutôt, P., Peyraud, J.L., Poncet, C., 1987. Révision du système des protéines digestibles dans l' intestin (PDI). *Bull. Tech. CRZV. Theix. INRA.* 70, 19-34.
- Villalobos, G. C., Gonzalez, V. E., Ortega, S. J. A., 2000. Técnicas para estimar la degradación de proteína y materia orgánica en el rumen y su importancia en rumiantes en pastoreo. *Tec. Pec. Mex.* 38, 119-134.
- Williams, B. A., 2000. Cumulative gas-production techniques for forage evaluation. In: D. I. Givens and R. F. E. Givens (Eds). *Forage Evaluation in Ruminant* Axford and H. M. Omed. pp. 189-213.
- Woods, V. B., Mara, F. P. O., Moloney, A. P., 2003a. The nutritive value of concentrate feedstuffs for ruminant animals. Part I: *In situ* ruminal degradability of dry matter and organic matter. *Anim Feed Sci. Technol.* 110, 111-130.

- Woods, V. B., Moloney, A. P., Mara, F. P. O., 2003b. The nutritive value of concentrate feedstuffs for ruminant animals. Part II: *In situ* ruminal degradability of crude protein. Anim Feed Sci. Technol. 110, 131-143.
- Yiakoulaki, M. D., Nastis, A. S., 1995. Intake by goats a kermes oak shrublands with varying cover in Northern Greece. Small Rumin. Res. 17, 223-238.
- Yousef, M., Rouzbehan, Y., 2008. Characterization of *Quercus persica*, *Quercus infectoria* and *Quercus libani* as ruminant feeds. Anim. Feed Sci. Technol. 140, 78-89.