



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA**

DETERMINACIÓN DEL PERFIL DE N-ALCANOS DE
DIFERENTES ESPECIES VEGETALES CON POTENCIAL
FORRAJERO EN UN ECOSISTEMA EN DE PINO Y ENCINO

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA

MARÍA EUGENIA GÓMEZ DÍAZ

Asesores:

Dra. Leonor Sanginés García

Dr. Fernando Pérez-Gil Romo



México, D.F.

2011



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A mis padres, Leticia Díaz y Miguel Gómez

AGRADECIMEINTOS

Al Departamento de Nutrición Animal del Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Salvador Zubirán, por el apoyo recibido para la elaboración de este trabajo, así mismo al CONACyT, por el apoyo económico a través del Proyecto de Apoyo a Investigadores Nacionales 2008: 105426 (NAN-058).

A mi asesora, la Dra. Leonor Sanginés G. por guiarme y motivarme a seguir investigando.

A las M. en C. Teresita de J. Amezcua J. y Rosa Ma. Castillo D., por todo su apoyo y colaboración. A la M. en C. Concepción Calvo por su apoyo en el cálculo de la concentración de alcanos.

Al Herbario Nacional de México (MEXU) del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México por su apoyo en la clasificación de las diferentes especies, en particular a la M. en C. Angélica Ramírez Roa.

Al equipo del Centro Regional de Investigaciones Multidisciplinarias de la UNAM en Morelos: Raúl García Barrios, Fernando Jaramillo, Víctor Manuel Gómez, Víctor Flores y Feliciano García.

A la M. en C. Eva Lejarazo Gómez de la Facultad de Química de la UNAM, por su apoyo en la determinación de alcanos por cuestiones de tipo técnicas, como fue el retraso en la compra de una columna para determinación de alcanos, y por fallas en el

equipo, así como por el hecho de que en el INN, se estaban haciendo obras de remodelación, por lo que no se pudo trabajar durante 6 meses.

A mis padres, Lety y Miguel, gracias por acompañarme a lo largo de este recorrido de mi formación profesional y personal, que no fue solo una tesis sino toda una carrera, gracias por su amor, comprensión, apoyo incondicional y sus consejos, sin ustedes no habría llegado a este punto.

A mi hermano Miguel por compartir gratos momentos y ser un ejemplo para mí.

A mis hermanas Cris, Fabi, Jimena, Elda y Monse por estar siempre ahí, por esa amistad incondicional y compartir bellos momentos.

A ti Diego, por tu amor, compañía, apoyo, por motivarme a salir adelante y ser mejor cada día.

A mí misma, por no darme por vencida.

CONTENIDO

	Página
Lista de cuadros.....	VII
Lista de figuras.....	IX
Resumen.....	1
1. Introducción.....	2
2. Revisión de literatura.....	5
2.1 Alcanos.....	5
2.2 Marcadores.....	11
2.2.1 Marcadores internos.....	13
2.2.2 Características de un marcador ideal.....	14
2.3 Pruebas de digestibilidad.....	15
2.3.1 Pruebas de digestibilidad <i>in vivo</i>	19
2.3.2 Pruebas de digestibilidad <i>in vitro</i>	21
2.4 Bosque de pino y encino.....	23
2.4.1 Fauna del bosque.....	26
2.5 Pruebas no paramétricas.....	29
2.5.1 Prueba de Kruskal-Wallis.....	30
2.5.2 correlación de Rangos de Spearman.....	30
3. Justificación.....	31
4. Hipótesis.....	32
5. Objetivos.....	33
6. Materiales y Métodos.....	34
6.1 Sitio de muestreo.....	34
6.2 Muestreo.....	35
6.3 Identificación taxonómica.....	35

6.4 Medición de alcanos.....	36
6.5 Análisis estadístico.....	37
7. Resultados y discusión.....	38
7.1 Especies encontradas.....	38
7.1.1 Especies con potencial forrajero.....	43
7.2 Perfil de alcanos.....	44
7.2.1 Proporción de cada alcano.....	51
7.2.2 Relaciones entre alcanos.....	53
8. Conclusiones.....	58
9. Recomendaciones.....	58
10. Literatura citada.....	59
11. Anexo.....	71
I. Solución de estándares internos, C ₂₂ (docosano) y C ₃₄ (tetratriacontano) en decano (0.3mg/g de cada alcano).....	71
II. Solución de KOH 1M.....	71
III. Técnica para el análisis de alcanos.....	72
IV. Inyección.....	74
V. Preparación de curva de estándares.....	75
VI. Descripción e imagen de las especies halladas en la zona de estudio.....	77

Lista de cuadros

	Página
Cuadro 1. Algunas especies que habitan el bosque de pino y encino.....	28
Cuadro 2. Especies de plantas encontradas en la zona de estudio.....	41
Cuadro 3. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Agavaceae</i>	45
Cuadro 4. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Asteraceae</i>	46
Cuadro 5. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Betulaceae</i>	46
Cuadro 6. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Boraginaceae</i>	46
Cuadro 7. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Caryophyllaceae</i>	47
Cuadro 8. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Cistaceae</i>	47
Cuadro 9. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Crassulaceae</i>	47
Cuadro 10. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Eriaceae</i>	47
Cuadro 11. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Fagaceae</i>	48
Cuadro 12. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Geraniaceae</i>	48
Cuadro 13. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Lamiaceae</i>	48
Cuadro 14. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Onagraceae</i>	48
Cuadro 15. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Pinaceae</i>	49
Cuadro 16. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Poaceae</i>	49

Cuadro 17. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Rosaceae</i>	49
Cuadro 18. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Solanaceae</i>	49
Cuadro 19. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Saxifragaceae</i>	50
Cuadro 20. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Umbeliferae</i>	50
Cuadro 21. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Leguminosae</i>	50
Cuadro 22. Concentración de alcanos (mg/kg) de las especies de la Familia <i>Loganiaceae</i>	50
Cuadro 23. Relaciones entre los alcanos de las diferentes especies de las familias estudiadas.....	54
Cuadro 24. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de todas las especies estudiadas.....	56
Cuadro 25. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Asteraceae</i>	56
Cuadro 26. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Ericaceae</i>	56
Cuadro 27. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Lamiaceae</i>	56
Cuadro 28. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Onagraceae</i>	57
Cuadro 29. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Poaceae</i>	57
Cuadro 30. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia <i>Solanaceae</i>	57
Cuadro A. Mezcla de estándares con su concentración final.....	75
Cuadro B. Cantidad de alcano en presentación sólida (mg), mezclada en 1mL de hexano (grado cromatográfico).....	76
Cuadro C. Cantidad de alcano líquido (µL) tomado para preparar la mezcla final.....	76

Lista de figuras

	Página
Figura 1. A) Representación de la molécula del metano (primer alcano) en modelo de esfera y palillo donde se muestran los ángulos de unión en la molécula. B) Estructura química del alcano heptano.....	5
Figura 2. A) Etano B) Propano.....	6
Figura 3. Distribución de las familias vegetales encontradas en la ladera poniente del volcán “Las Palomas”.....	38
Figura 4. Proporción de las especies vegetales encontradas de acuerdo a su hábito de crecimiento.....	40
Figura 5. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia <i>Lamiaceae</i> con un patrón similar entre las especies.....	51
Figura 6. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia <i>Onagraceae</i> con un patrón similar entre las especies.....	52
Figura 7. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia <i>Asteraceae</i> , donde cada especie tiene un patrón distinto.....	52
Figura 8. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia <i>Ericaceae</i> , donde cada especie tiene un patrón distinto.....	53
Figura 9. <i>Furcraea parmentieri</i> (Palma, Yuca).....	77
Figura 10. <i>Ageratina</i> sp.....	78
Figura 11. <i>Baccharis conferta</i> (Escobilla, hierba del carbonero).....	79
Figura 12. <i>Conyza</i> sp.....	80
Figura 13. <i>Dahlia merckii</i> (Dalia).....	81
Figura 14. <i>D. merckii</i> , flores liguladas color morado.....	81
Figura 15. <i>Senecio barbajohanis</i> (Barba de San Juan de Dios), derecha: hojas ovadas.....	82
Figura 16. <i>Senecio cinerarioides</i> (Jarilla), izquierda: hojas lanceoladas. Derecha: flores en cabezuelas amarillas.....	83
Figura 17. <i>Stevia</i> sp.....	84
Figura 18. <i>Alnus jorullensis</i> (Aile). Izquierda: árbol; derecha: hojas ovadas.....	85

Figura 19. <i>Lithospermum distichum</i>	86
Figura 20. <i>Stellaria cuspidata</i>	87
Figura 21. <i>Helianthemum glomeratum</i> (Juanajuana), flores amarillas.....	88
Figura 22. <i>Sedum bourgaei</i> (Texiottl).....	89
Figura 23. <i>Arbustus xalapensis</i> (Madroño). Izquierda: árbol; derecha: hojas ovadas.....	90
Figura 24. <i>Comarostaphylis discolor</i> (Huejote).....	91
Figura 25. <i>Prenettia prostrata</i> (Trueno).....	92
Figura 26. <i>Quercus laurina</i> (Encino laurelillo). Izquierda: árbol; derecha: hojas.....	93
Figura 27. <i>Geranium</i> sp.....	94
Figura 28. <i>Salvia elegans</i> (Salvia roja), flores rojas.....	95
Figura 29. <i>Salvia helanthemifolia</i>	96
Figura 30. <i>Salvia polystachya</i> (Achichía, chíá).....	97
Figura 31. <i>Lupinus</i> sp.....	98
Figura 32. <i>Buddleia parvifolia</i> (Tepozan de cerro).....	99
Figura 33. <i>Fuchsia microphylla</i> (Perlilla). Flores rojas.....	100
Figura 34. <i>Lopezia racemosa</i> (Alfilerillo, Hierba del golpe).	101
Figura 35. <i>Oenothera purpusii</i>	102
Figura 36. <i>Pinnus</i> sp (Ocote).....	103
Figura 37. <i>Muhlebergia macroura</i> (Zacate malinali).....	105
Figura 38. <i>Stipa ichu</i> (Zacate ichu).....	105
Figura 39. <i>Alchemilla procumbens</i>	106
Figura 40. <i>Physalis coztomatl</i> (Tomate, Coztomate).....	107
Figura 41. <i>Solanum</i> sp (Huele).....	108
Figura 42. <i>Ribes ciliatum</i> (Sarahuacho, Ciruelillo).....	109

Figura 43. *Eryngium* sp. (Hierba del sapo).....110

RESUMEN

GÓMEZ DÍAZ MARÍA EUGENIA. Determinación del perfil de n-alcanos de diferentes especies vegetales con potencial forrajero en un ecosistema de pino y encino. (Bajo la dirección de: Dra. Leonor Sanginés García y Dr. Fernando Pérez-Gil Romo).

El perfil de n-alcanos es útil como biomarcador del consumo voluntario de animales en pastoreo, además de establecer la preferencia de especies y digestibilidad del forraje consumido. Los objetivos de este trabajo fueron identificar taxonómicamente las especies con potencial forrajero del bosque de pino y encino del volcán “Las Palomas” ubicado al norte del estado de Morelos y al sur del Distrito Federal así como la medición de alcanos y la relación entre los principales alcanos noles. Para el muestreo de las especies vegetales, se trazaron transectos en barra, se colectaron dos especímenes de cada planta para su clasificación. La medición de los alcanos se hizo por cromatografía de gases. Se encontraron 34 especies agrupadas en 20 familias, 18 especies se mencionan en la literatura como comestibles por animales. Respecto al perfil de alcanos, hubo diferencia significativa en la concentración de estos entre todas las especies (χ^2 de 0.0001). Al obtener las proporciones de cada alcano, se observó que en las familias *Lamiaceae* y *Onagraceae*, se mantuvo un perfil similar, con el C_{33} y C_{31} , C_{29} y C_{31} más abundantes respectivamente. Se realizó una correlación entre todas las muestras, las más elevadas (0.795 y 0.740) fueron entre $C_{33}:C_{31}$ y $C_{33}:C_{35}$; por familia, se observó que cada una mantiene una correlación diferente. Se concluyó que puede haber similitud en el perfil de alcanos entre especies de un mismo género, no así entre géneros de una familia. Este trabajo contribuye con una caracterización de los alcanos noles de las plantas potencialmente comestibles.

Determinación del perfil de n-alcenos de diferentes especies vegetales con potencial forrajero en un ecosistema de pino y encino.

1. Introducción

Uno de los ecosistemas presentes en el territorio nacional es el que corresponde al bosque de pino-encino, también conocido como zona ecológica templada subhúmeda; representada principalmente por los géneros *Pinus* sp. (pinos) y *Quercus* sp. (encinos), además de presentar gran diversidad en los estratos herbáceos y arbustivos. Abarca las regiones montañosas del país y presenta un clima marcadamente estacional con inviernos fríos y secos, así como veranos cálidos y húmedos.¹ Ocupa el segundo lugar, después del matorral xerófilo y aproximadamente el 20.5% de la superficie nacional. Los tipos de vegetación predominantes son bosques de: pino, encino, pino-encino y oyamel. Los factores principales de su destrucción y perturbación han sido entre otros la urbanización, la extensión del suelo agrícola y ganadero, además de la extracción de madera.²

La situación actual de nuestro planeta ante el calentamiento global, la contaminación y la pérdida de biodiversidad, requiere acciones para reestablecer el equilibrio ecológico. Las estrategias a seguir incluyen, entre otras, el manejo sustentable de los recursos, con lo que se busca satisfacer las necesidades del presente, sin comprometer las necesidades de las generaciones futuras³, abarcando además los aspectos político, social y económico.⁴ En este contexto, es importante identificar y conocer las características de las diferentes especies vegetales con potencial forrajero, mismas que son utilizadas por diversas especies animales, tanto silvestres como de producción para cubrir sus requerimientos nutricionales, por lo que se requiere hacer análisis de composición química-nutricional, presencia de

metabolitos secundarios, digestibilidad y perfil de alcanos, entre otros, además de realizar estudios agronómicos.

Los alcanos son moléculas constituidas por átomos de carbono e hidrogeno, se les conoce también como hidrocarburos alifáticos saturados o parafinas. Su fórmula general es C_nH_{2n+2} , por lo que a partir de estos compuestos, se puede sintetizar al menos teóricamente cualquier compuesto orgánico.⁵ Poseen una reactividad muy reducida y todos los enlaces entre los átomos son covalentes, son insolubles en agua pero se disuelven fácilmente en otros disolventes no polares.⁵

Los alcanos en las plantas se encuentran formando parte de la cutícula protectora, que se manifiesta como una capa serosa que evita la pérdida de humedad y el ataque de algunos organismos.^{6,7} Dove H. y Mayes⁸ mencionan que las especies vegetales presentan alcanos de cadena larga, los cuales en general tienen una longitud que abarca de 21 a 37 carbonos, son predominantes las de carbono non, y existen diferencias importantes en los patrones de alcanos presentes entre cada una de las especies; dándoles a cada una de ellas un perfil único e irrepetible, por lo que pueden emplearse como marcadores internos para estimar tanto el consumo voluntario de animales en pastoreo, como la variabilidad de las dietas, además de su digestibilidad *in vivo*.^{8,9} Se considera que un marcador es una sustancia inerte, sin efectos tóxicos, que no debe absorberse, ni metabolizarse, tiene que ser ingerido y excretado en su totalidad, así como mezclarse íntimamente con el alimento. Por otra parte, al ser utilizado no debe afectar el tracto digestivo, además de poder medirse y analizarse fácilmente en el laboratorio.¹⁰

La estimación de la composición de la dieta en rumiantes utilizando alcanos como marcador, se realiza mediante el análisis de cuadrados mínimos o ecuaciones simultáneas, analizados con programas específicos de computadora, siendo el utilizado con mayor frecuencia el algoritmo de cuadrados mínimos no-negativos "EATWHAT".¹¹

La técnica de determinación del perfil de alcanos ha sido usada recientemente para la estimación de la dieta en herbívoros silvestres como el ciervo rojo, la liebre de montaña, el wombat y el venado.⁹ Los alcanos se cuantifican en el laboratorio mediante el uso del cromatógrafo de gases,¹² después de su extracción con hidróxido de potasio etanólico y su purificación utilizando una columna de cefadex.¹³

2. Revisión de literatura

2.1 Alcanos

Los alcanos son moléculas constituidas por átomos de carbono e hidrogeno, se les conoce también como hidrocarburos alifáticos saturados o, parafinas, en los cuales todos los enlaces carbono-carbono son sencillos (Figura 1.A).¹⁴ Su fórmula general es C_nH_{2n+2} , en donde n es el número de átomos de carbono en la molécula; por ejemplo: la fórmula molecular de un alcano con 7 átomos de carbono (heptano) es C_7H_{16} (Figura 1.B), con 8 carbonos (octano) C_8H_{18} , etc.; cada una de estas estructuras difiere por una unidad CH_2 conocida como grupo metileno.¹⁴⁻¹⁶

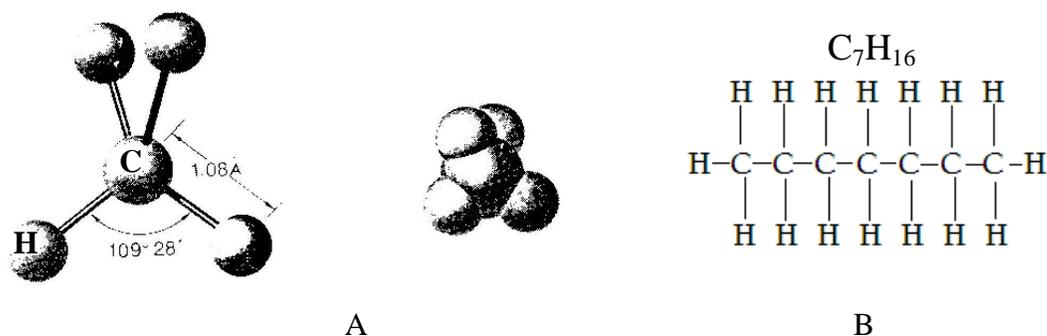


Fig. 1 A) Representación de la molécula del metano (primer alcano) en modelo de esfera y palillo donde se muestran los ángulos de unión en la molécula. B) Estructura química del alcano heptano.

A partir de estos compuestos, se puede sintetizar teóricamente cualquier compuesto orgánico. Poseen una reactividad muy reducida y todos los enlaces entre los átomos son covalentes.^{15,16} Los primeros cuatro miembros tienen nombres comunes: metano, etano (Figura 2.A), propano (Figura 2.B) y butano, posteriormente se nombran mediante prefijos que indican el número de carbonos de la cadena (met, et, prop, but, pent, hex, hept, oct,

non, dec, undec), seguido del sufijo “-ano”. En ocasiones se antepone el prefijo “n-“ para indicar que se trata de la configuración lineal.^{15,16}

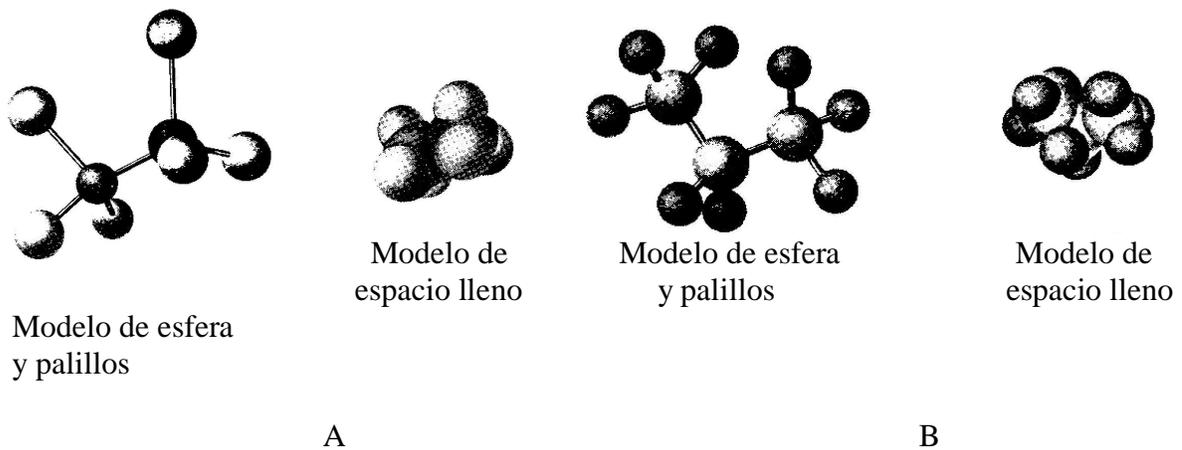


Fig. 2 A) Etano B) Propano.

Una de las propiedades importantes de los alcanos, es que son moléculas insolubles en agua (disolvente polar con enlaces O-H polares) pero que se disuelven fácilmente en disolventes no polares (enlaces no polares carbono-carbono y carbono-hidrógeno)^{6,13} como el hexano y el heptano.¹⁴⁻¹⁶

Los alcanos en las plantas se encuentran formando parte de una cutícula protectora que se manifiesta como una capa serosa, la cual se encuentra formada principalmente por componentes lipídicos de cadena larga o muy larga, y cubre la superficie aérea de los tejidos vegetales.¹⁷ Las propiedades físicas y químicas de esta cera cumplen funciones vitales para la planta; previene la pérdida de agua no estomatal, protege las plantas de la radiación ultravioleta,^{6,18} y reduce la retención de agua en la superficie de la planta minimizando el asentamiento de polvo, polen y partículas contaminantes.¹⁹⁻²² Por otro lado

se cree que juega un papel importante en la defensa contra microorganismos patógenos y se ha observado que tiene participación en una variedad de interacciones planta – insecto.^{7,23}

Los alcanos de cadena larga presentes en esta cera cuticular de las plantas cuentan con una longitud que abarca de 21 a 37 carbonos, siendo las cadenas con números de carbono no las predominantes.^{8,17,24-26} Se ha encontrado que existen diferencias importantes entre los patrones de alcanos presentes entre las especies vegetales, dándole a cada una un perfil único,^{8,27} por lo que pueden emplearse como marcadores internos para estimar tanto el consumo voluntario de animales en pastoreo como la variabilidad de las dietas y su digestibilidad *in vivo*.^{8, 9, 28-30}

Existen diferentes técnicas para evaluar las dietas de animales herbívoros, como son la cuantificación del forraje consumido por el animal, observación directa de lo que consume, análisis de contenido estomacal, análisis de heces y fístula esofágica, entre otras. Todas éstas, aún cuando dan resultados confiables, tienen muchas desventajas^{31,32} por ejemplo: cuando se hace observación directa, se suma el error del observador mas el error por la estimación del tamaño de bocado, en el análisis fecal existe un error por la influencia que tienen los procesos digestivos sobre los componentes indigestibles, las muestras del contenido de esófago son colectadas solo una vez al día y generalmente es en la mañana después de un periodo de ayuno, esto asume que la selección de la dieta y la preferencia de especies es constante durante el día, siendo que los herbívoros atraviesan varias micro-comunidades de plantas a lo largo del día.³³

Dentro de las técnicas que se realizan para el estudio de consumo de alimento, resalta la técnica microhistológica y la determinación de perfiles de alcanos. La primera ha sido uno de los métodos más utilizados para determinar los componentes de la dieta en herbívoros y consiste en la identificación cualitativa y cuantitativa de los fragmentos epidérmicos vegetales presentes en las muestras ya sea estomacales, de fístula esofágica y/o fecales, y compararlas con las especies a las que pertenecen, para lo cual se tienen preparadas laminillas pertenecientes a cada uno de ellos y que conforman el área de estudio.³⁴ Dado que no se ha encontrado una técnica que provea toda la información que se requiere para el estudio de estos parámetros, se han seguido buscando otros métodos con mayor exactitud, como es la determinación de los perfiles de alcanos en vegetales y excretas de animales, el cual ha sido estudiado desde hace más de 40 años.

En los trabajos de Dove y Mayes³⁵ (1991) en donde se hace una recapitulación sobre el estudio de alcanos en la alimentación animal, se menciona que en el año de 1965, se encontró que existía una similitud entre el patrón de alcanos extraído de las heces de vacas y el que estaba presente en el forraje consumido, notándose la cercana correspondencia que existía entre ambos. Aun así, la importancia de estos resultados para estudios de selección de alimento y cantidad de ingesta por rumiantes no fue considerada con mucha atención. Más tarde (1978), se empezaron a comparar los niveles de otros componentes cuticulares y los ácidos grasos de cadena larga en *Lolium perenne* y excreta de borregos alimentados con éste. Hacia el año de 1981, se demostró que los ácidos grasos de cadena larga (C₁₉-C₃₂) en el forraje eran recuperados en heces cuantitativamente y se sugirió que estos compuestos pudieran ser utilizados como marcadores internos indigestibles. De esa manera se dio el primer estudio en el que se postulaba el uso de cualquier componente de la cera cuticular

como marcador en estudios de nutrición. Sin embargo, la idea de usar a los ácidos grasos de cadena larga no siguió adelante, tal vez por la dificultad de analizarlos. Tiempo después (1984) se sugirió que los alcanos presentes en la cutícula de las plantas podrían ser utilizados como marcadores internos para estimar digestibilidad, pero se encontró (1986) que la recuperación de estos en heces resultaba ser incompleta. Al mismo tiempo, se discutía sobre la posibilidad de administrar a los animales una dosis de alcanos sintéticos de cadena larga con número par, para así poder estimar la presencia de los mismos, siempre y cuando el par de alcanos natural (cadena non) y sintético (cadena par) tuvieran recuperaciones fecales similares.^{35,36}

Actualmente, el uso de los alcanos para estudios de nutrición se ha extendido y se han ido haciendo modificaciones dependiendo de los objetivos de cada investigación. De esta manera se han desarrollado varios métodos empleando las concentraciones de los alcanos en heces y forrajes. Un ejemplo del manejo de los alcanos es la determinación del consumo de forraje (sin estimaciones de digestibilidad) usando un par de alcanos, uno natural $-i-$ (en la dieta) y otro dosificado $-j-$, sin necesidad de estimar la salida fecal. Se puede hacer directamente con la fórmula 1.³⁷

$$\text{Consumo} = \frac{\frac{H_i}{H_j} (D_j + I_c \bullet C_j) - I_c \bullet C_i}{F_i - \frac{H_i}{H_j} \bullet F_j} \quad (1)$$

(kg M.S./día)

Donde: F_i , C_i y H_i son las concentraciones respectivas (mg/kg M.S.) del alcano natural de cadena non en el forraje, concentrado y heces; F_j , C_j y H_j son las concentraciones respectivas (mg/kg M.S.) del alcano dosificado de cadena par en el forraje, concentrado y

heces; I_c es el consumo de concentrado (kg M.S./día) y D_j es la cantidad del alcano j de cadena par, dosificado por medio de un pellet (mg/día).³⁷

En caso de no incluir complementos en la dieta (como el concentrado), la fórmula 1 se contrae en la fórmula 2.³⁸

$$\text{Consumo (kg M.S./día)} = \frac{H_i}{H_j} D_j \div \left(F_i - \frac{H_i}{H_j} F_j \right) \quad (2)$$

Donde: F_i y H_i son las concentraciones respectivas (mg/kg M.S.) del alcano natural de cadena non en el forraje y heces; F_j y H_j son las concentraciones respectivas (mg/kg M.S.) del alcano dosificado de cadena par en el forraje y heces; D_j es la cantidad del alcano j de cadena par, dosificado por medio de un pellet (mg/día).³⁸

En 1992, Dove³⁹ explicó un procedimiento para estimar la composición de la dieta mediante ecuaciones simultáneas (Fórmulas 3 y 4):

$$X_g \times G_{C29} + X_c \times C_{C29} = F_{C29} \quad (3)$$

$$X_g \times G_{C31} + X_c \times C_{C31} = F_{C31}, \quad (4)$$

Donde: F_{C_i} , G_{C_i} y C_{C_i} , $i = 29, 31$,

son las concentraciones del alcano C_i en las heces, pasto y trébol respectivamente. Al resolver estas dos ecuaciones se produce una respuesta simple y exacta con respecto a las cantidades de materia seca de pasto (X_g) y trébol (X_c) que se requiere para producir 1kg de materia seca de heces con esas concentraciones de alcanos. Esta solución es usada después, en la fórmula 5, para encontrar la proporción de pasto en la dieta.³⁹

$$\frac{Xg}{Xg + Xc} \quad (5)$$

La cantidad de trébol en la dieta con la fórmula 6.³⁹

$$1 - \frac{Xg}{Xg + Xc} \quad (6)$$

La solución puede usarse además para calcular la digestibilidad de la dieta con la fórmula 7.³⁹

$$1 - \frac{1}{Xg + Xc} \quad (7)$$

La desventaja de este método es, que se tiene que escoger que alcanos se utilizarán para los cálculos, puede ser C₂₉ y C₃₁ o C₂₉ y C₃₃, y los resultados serán diferentes con uno y otro par.³⁶

La mayoría de los experimentos se han realizado en rumiantes, sin embargo ya se han presentado algunos resultados satisfactorios de trabajos hechos con caballos, cerdos, y animales silvestres como el wombat y la liebre, sugiriendo que los alcanos pueden ser utilizados como marcadores para estimar consumo en herbívoros no rumiantes.^{8,9}

2.2 Marcadores

Para realizar la evaluación completa del valor nutritivo de un alimento es útil conocer los efectos de los procesos de digestión, absorción y metabolismo además de la composición química. Mediante pruebas de digestibilidad es posible aproximar la proporción de nutrientes absorbibles de una ración y definir la calidad de un alimento.⁴⁰ Por otro lado, el consumo de nutrientes de mamíferos herbívoros, principal determinante del estatus

nutricional, depende de la cantidad y del contenido de nutrientes de las especies y las partes de la planta que comen.⁴¹ La cantidad de nutrientes consumidos es marcadamente afectada debido a que la concentración de nutrientes puede variar entre las partes de la planta y las diferentes especies de plantas seleccionadas. La estimación del consumo en rumiantes es comúnmente basada en mediciones de salida de heces y la digestibilidad del forraje.⁴¹ Existen varias técnicas que pueden ser utilizadas para determinar la composición de la dieta, digestibilidad y consumo. En estudios cuantitativos realizados sobre el consumo y utilización de nutrientes, difíciles de hacer en herbívoros en pastoreo,⁴² se han usado animales cautivos alimentados con dietas con poca relación a las dietas que seleccionarían en pastoreo.⁴¹ Debido a la dificultad de recolectar el total de heces excretadas, especialmente de animales de pastoreo, y el error regularmente grande, debido a limitaciones de técnicas de medición disponibles, se han desarrollado técnicas que utilizan marcadores (internos o externos).^{40,41}

Los marcadores son compuestos de referencia usados para monitorear aspectos químicos y físicos del proceso de digestión, como estimar la tasa de pasaje, digestibilidad parcial o total, y la producción fecal en diversas especies animales. Los indicadores disminuyen la interferencia con los patrones de comportamiento alimenticio y facilitan los procedimientos.⁴⁰

Las técnicas para estimar el consumo fueron desarrolladas para su uso en animales de granja en pastoreo de praderas simples que se pueden considerar atípicas comparadas con las condiciones que experimentan la mayoría de los grandes herbívoros del mundo; estos animales pueden estar restringidos tanto en selección como en consumo de materia seca y

la determinación del contenido de nutrientes puede ser determinada con razonable precisión. Dado que la mayoría de los herbívoros habitan ambientes heterogéneos, la determinación del consumo usualmente necesita ser acompañada de la estimación de la composición de la dieta.⁴³

Existen marcadores solubles en líquidos y para sólidos.⁴⁴ Entre los principales marcadores relacionados con la fase líquida se encuentra el polietilenglicol^{44,45}, ya que cuando es utilizado el Oxido de Cromo (Cr_2O_3) para medir flujos, éstos pueden ser sobrestimados en un 4 a 6%.⁴⁴ Para la fase sólida se pueden mencionar como los más importantes a los complejos de Rutenio (Ru), Cerio (Ce)⁴⁶ y Cr_2O_3 .^{44,46,47} Al emplear Cr_2O_3 impregnado en papel, suministrándolo 2 veces al día, haciendo muestreos periódicamente, se obtuvieron recuperaciones del 99.3 y 98% respectivamente.⁴⁴ En el estudio realizado por Wilkinson y Prescott (1970)⁴⁷ se citan recuperaciones de Cr_2O_3 en heces del 85 al 91%.

2.2.1 Marcadores internos

Un marcador interno es una sustancia seleccionada que forma parte integral del forraje consumido por el animal a diferencia de los externos que se adiciona a la ración, consumiéndose por vía oral, como por ejemplo el óxido de cromo, que puede suministrarse con diferentes vehículos como son la pulpa de papel, alimento peletizado o cápsulas de gelatina. Los marcadores internos tienen ventajas como ser baratos, prácticos, y pueden ser particularmente útiles en la experimentación con animales silvestres o en libre pastoreo donde se dificulta dosificar un marcador externo. Dentro de los marcadores internos, los alcanos tienen la aplicación más difundida para estimar digestibilidad de materia orgánica y selección

de especies forrajeras bajo condiciones de pastoreo, mientras que las purinas parecen ser las más prometedoras para predecir síntesis de proteína microbiana en rumen.⁴⁸

2.2.2 Características de un marcador ideal

Para elegir un marcador es necesario que éste cumpla con las siguientes características:^{10,49}

- a) inerte, para evitar efectos tóxicos fisiológicos,
- b) no producir ningún efecto a su paso por el tracto digestivo (no influir sobre la secreción alimenticia, digestión, absorción, motilidad normal y excreción).
- c) indigerible, no metabolizable, no absorbible, excretarse completamente (recuperación total en heces),
- d) no ser muy voluminoso,
- e) mezclarse perfectamente con el alimento, además de permanecer uniformemente distribuido en la digesta.
- f) no afectar, ni ser afectado por la flora microbiana
- g) ser fácilmente analizado a nivel de laboratorio y
- h) contar con métodos analíticos específicos para su evaluación cualitativa y cuantitativamente.

Sin embargo, es preciso mencionar que, hasta la fecha, ningún marcador disponible satisface todos estos requisitos. Por otra parte, las técnicas de marcadores deben ser consideradas en relación al método de administración del marcador, así como al método de muestreo.¹⁰

El marcador puede administrarse continuamente a una tasa constante, o bien, en una sola dosis, ya sea por medio del alimento o por infusión ruminal. En el muestreo se deben tomar pequeñas muestras de la digesta en tiempos sucesivos.⁴⁴

Los marcadores son especialmente útiles en animales de libre pastoreo.¹⁰ En este sentido, los alcanos cumplen con las cualidades mencionadas, dado que su recuperación en las heces es superior al 95 % (a mayor tamaño de la cadena, mayor recuperación), además se pueden usar como marcadores externos los alcanos adyacentes, es decir, alcanos de número par de bajo peso molecular (ej. C₂₂) y de elevado peso molecular (C₃₆), los cuales se determinan mediante el mismo procedimiento que los alcanos pares presentes en la cutícula cerosa de las plantas. Por lo mismo se pueden utilizar tanto como marcadores internos como externos, ya que se han observado pérdidas mínimas en los compartimientos gástricos de rumiantes cuando han sido utilizados de esta manera.³⁵

Como se mencionó con anterioridad los alcanos presentes en las plantas pueden emplearse como marcadores internos de un alimento, para estimar tanto el consumo voluntario de animales en pastoreo como la variabilidad de las dietas y su digestibilidad *in vivo*.^{8,9,28-30}

2.3 Pruebas de digestibilidad

El valor nutritivo potencial de un alimento puede ser determinado, en primera instancia, por el análisis químico proximal, pero el valor real del mismo para el animal sólo se puede lograr a través de un análisis de las pérdidas inevitables que ocurren durante la digestión, absorción y metabolismo.⁵⁰ Esto obedece a que después de consumir un alimento, hay residuos

indigeridos que son excretados en las heces, los cuales significan una pérdida en términos de la utilización del mismo, por lo que la primera pérdida impuesta al alimento está representada por la parte que no es digerida ni absorbida en el animal.

El análisis de la digestibilidad de un alimento es muy importante, ya que existen diferentes moléculas en éste, unas que se digieren y absorben fácilmente y otras que son resistentes a la degradación bacteriana y enzimática, por ende, excretadas en las heces; es precisamente este tipo de análisis lo que marca la diferencia entre la alimentación cuantitativa de la cualitativa.⁵⁰

Con las pruebas de digestibilidad o de balance se cuantifican los nutrimentos que son ingeridos y absorbidos en el tracto digestivo, así como las cantidades que se eliminan en las heces. Para esto es necesario conocer tanto la cantidad del alimento ingerido como excretado, siendo la diferencia entre ambas cantidades la parte que se supone fue digerida y absorbida por el animal, que al ser expresada como porcentaje resulta ser el coeficiente de digestibilidad aparente de la materia seca o de cada uno de los componentes de los alimentos.⁵¹⁻⁵³

En general, los valores de la digestibilidad obtenidos son aparentes, ya que normalmente no se hacen las mediciones, ni correcciones de los aportes metabólicos, ni endógenos (de origen corporal), tales como enzimas, hormonas, metabolitos o células de descamación, entre otros, que se producen como consecuencia del proceso digestivo, apareciendo en las heces sin que necesariamente sean un residuo alimentario. En el caso de obtenerse dichos valores, al hacerse la corrección, se obtiene la digestibilidad verdadera, que refleja en forma más precisa la absorción de los nutrimentos aportados por el alimento.^{51,52}

Existen diferentes factores que afectan la digestibilidad de un alimento, como por ejemplo la composición y preparación del mismo; el tiempo de tránsito a través del tracto gastrointestinal o factores del animal *per se*, como son la especie, edad, etapa productiva, etc. Por otra parte, se podría dar el caso en donde la digestibilidad pudiera ser sobrestimada, especialmente cuando la última comida del período experimental es larga y el incremento de la salida fecal se retrasa hasta después del final de la colección fecal.⁵³

Asimismo, en los animales existen variaciones en cuanto a la digestibilidad de un alimento se refiere. Se sabe que dentro de una misma especie animal hay diferencias más o menos grandes en el aprovechamiento de los alimentos, estas van a depender de la raza, etapas productivas (edad), estado de salud, entre otras, lo que en conjunto muestran hábitos y requerimientos alimentarios diferentes. Por lo tanto, la digestibilidad del mismo alimento puede variar aun dentro de la misma raza debido a que existen requerimientos nutricionales diferentes de un animal a otro.⁵¹ Por otro lado, existe una influencia del nivel de nutrición en la digestibilidad de los alimentos en diversas especies animales. Cuando se reduce la ingestión de alimento por debajo del nivel de mantenimiento en animales que poseen completos e intactos todos los órganos del aparato gastrointestinal, éstos tienden a ser más eficientes en la digestión de alimentos y en el aprovechamiento de los nutrimentos.⁵²

Entre los factores que pueden afectar la digestibilidad de algunos forrajes o raciones en rumiantes destacan:^{53,54}

- a) La cantidad de alimento consumido, ya que al aumentar éste, se reduce la digestibilidad en virtud de que el pasaje de la digesta se incrementa.

- b) Cantidad de fibra y/o lignina en el alimento: Como regla general, la digestibilidad de los forrajes disminuye conforme el porcentaje de fibra ácido detergente aumenta.

- c) Diferencia entre las especies: Los bovinos digieren los forrajes mejor que los ovinos, que a su vez digieren mejor los concentrados que los primeros; inclusive entre animales de la misma especie existen diferencias: se ha visto que el ganado cebú tiene mayores tasas de fermentación que el ganado europeo.

- d) Deficiencias nutricionales: numerosos experimentos indican que la relativa o absoluta deficiencia de proteína resulta en una reducción de la energía digerible; también es notorio que la deficiencia de algunos micro y macro minerales (Mg, P, S, Fe, Co, Mn, Zn) disminuye la digestión ruminal.

- e) Factores que afectan el apetito: Cualquier aspecto que afecte el apetito tiene efecto en la digestibilidad; éstos incluyen tanto la naturaleza física de la ración como la ausencia o presencia de algún nutrimento.

- f) Frecuencia en la alimentación, ya que al aumentarse ésta, se tiende a incrementar la digestibilidad.

- g) Preparación del alimento: Al rolar los granos, se aumenta la digestibilidad; en este rubro pueden incluirse los tratamientos que reciben los esquilmos o pajas (físicos, químicos o biológicos).
- h) Efecto asociativo del alimento: Se ha observado que una combinación de pellet de alfalfa y ensilado de maíz tiene mayor digestibilidad que estando estos separados.
- i) Adaptación a cambios de ración: Los microorganismos ruminales requieren como mínimo 10 días de adaptación; de no ser así la digestibilidad disminuirá.

2.3.1 Pruebas de digestibilidad *in vivo*

En una prueba de digestibilidad *in vivo* se alimenta a un animal con cantidades predeterminadas de una dieta de composición conocida, para medir cuidadosamente la ingestión de los diferentes nutrimentos por parte del animal durante un tiempo determinado, el cual se acompaña de la recolección total de las heces. Se requiere que la recolección cuantitativa de las heces esté libre de contaminación urinaria y que éstas representen en forma cuantitativa el residuo no digerido del alimento ingerido previamente medido. Posteriormente, se analizan tanto el alimento como las heces para determinar el contenido de nutrimentos presentes en ambas muestras.^{52,53}

Al animal se le suministra la dieta a probarse durante un período preliminar para eliminar residuos provenientes de alimento consumido antes de iniciar el estudio, además de permitir que el animal se adapte a la dieta de prueba. Después de este período se inicia la recolección

de heces; posteriormente, se hace un análisis de las mismas, ya que los componentes que se pierden en éstas corresponden a la mayor pérdida individual de los nutrientes ingeridos, en virtud de que una vez que un alimento sufre los procesos de degradación gastrointestinal se expulsa el remanente en las heces.^{52,53}

Como se mencionó, el término digestibilidad va a expresar el porcentaje de todo el alimento o de un componente de éste en particular, el cual no es excretado por el animal, suponiendo que es aprovechado y absorbido en el tracto gastrointestinal. Comúnmente es expresado en función de la materia seca, como porcentaje.⁵³

La digestibilidad aparente de la materia seca se calcula de acuerdo a la siguiente fórmula (8):⁵³

$$\% DMS = \frac{C - E}{C} \times 100 \quad (8)$$

Donde:

DMS = Digestibilidad de la Materia Seca

C = Consumo de materia seca

E = heces en base seca.

La digestibilidad puede ser determinada usando un marcador interno (alcano), de acuerdo a la ecuación 9.¹³

$$Digestibilidad = 1 - \frac{Concentración - del - marcador - en - la - dieta}{Concentración - del - marcador - en - las - heces} \quad (9)$$

O bien, utilizando la fórmula 7 descrita anteriormente.³⁹

Para un estudio de digestibilidad *in vivo* se recomienda utilizar jaulas metabólicas, las cuales son modificaciones de las utilizadas en un principio para animales de laboratorio. Una característica esencial de estas jaulas es que el animal debe tener libertad de movimiento, en particular para recostarse y para levantarse, permitiendo separar las heces de la orina. En las jaulas que se emplean en la actualidad, el animal se encuentra confinado de tal manera que no puede darse la vuelta, ajustando el largo de las mismas al tamaño del animal, de tal manera que las heces caen en forma directa a un recipiente colocado ex-profeso. El comedero se encuentra al frente, tanto su construcción como colocación evitan que el alimento se desparrame.⁵²

Los métodos para la medición de la digestibilidad que implican el empleo de animales vivos (*in vivo*), resultan costosos en cuanto al tiempo, la mano de obra calificada, las grandes cantidades de alimento y el número de análisis químicos (aunque poseen menos posibilidades de error con relación a los métodos alternativos,^{51,52} por lo que se han desarrollado métodos de digestibilidad *in vitro*.

2.3.2 Pruebas de digestibilidad *in vitro*

Se han descrito diferentes métodos *in vitro* para la estimación de la digestibilidad, el más utilizado es el procedimiento propuesto por Tilley y Terry (1963) que implica dos etapas. En la primera etapa el forraje es sometido a un periodo de fermentación de 48hrs con líquido ruminal seguida de una digestión de 48 hrs con pepsina en ácido débil.⁵⁵ Este

procedimiento fue desarrollado como un método de digestibilidad de punto final, por lo que no proporciona información sobre la cinética de la digestión de forraje.^{56,57}

Van Soest y colaboradores (1966) desarrollaron una modificación de la técnica de Tilley y Terry. Este procedimiento consiste en una incubación de los alimentos con líquido ruminal durante 48 hrs a 39°C, seguida del tratamiento del residuo obtenido con una solución neutro-detergente durante 1 hr a 100°C, y los valores obtenidos se consideran una estimación de la digestibilidad real de los alimentos.⁵⁷

Otro método de análisis de digestibilidad es el creado por Jones y Hayward, en el que se utilizan enzimas en lugar de microorganismos; el forraje es tratado primero con pepsina y posteriormente con celulasa fúngica. Al igual que el método de Tilley y Terry, los métodos enzimáticos de evaluación son utilizados rutinariamente como procedimientos de digestibilidad de punto final por lo que tampoco proveen de información de la cinética de la digestión. La principal ventaja sobre los métodos que utilizan líquido ruminal, es que no requieren animales como donadores de inóculo.⁵⁶

La técnica de la bolsa de poliéster proporciona estimaciones de la tasa y el grado de desaparición de componentes consumidos. Este método requiere de animales fistulados para la incubación de partículas suspendidas en una serie de bolsas de poliéster en el rumen. Las bolsas son retiradas en tiempos asignados subsecuentemente después de su inserción y sus partículas residuales son sometidas a análisis proximal. Debido su dependencia a la incubación *in situ* dentro del rumen, solo se puede analizar un pequeño número de muestras a la vez, limitando el trabajo de laboratorio donde se procesan gran cantidad de muestras.⁵⁶

En 1974, Menke y Ehrensvarð describieron una técnica donde se monitorea la acumulación de producción de gases de un grupo de muestras inoculadas con líquido ruminal. Este método surgió cuando se reportaron altas correlaciones entre los valores de producción de gas *in vitro* y las digestibilidades aparentes *in vivo*. Las fermentaciones se llevan a cabo en botellitas de cristal (capacidad de 100 ml) con una jeringa, conteniendo el forraje en un medio anaerobio inoculado con líquido ruminal. Conforme se fermenta el sustrato, se producen los gases y el émbolo de la jeringa es forzado a subir dentro de la botellita. La tasa de fermentación del forraje es determinada por la tasa de ascenso del émbolo. Este procedimiento no ha sido ampliamente aceptado en los laboratorios de evaluación de forrajes como otro procedimiento de digestibilidad.⁵⁶

2.4 Bosque de pino y encino

Los bosques de pino (*Pinus*) y encino (*Quercus*) son comunidades vegetales muy características de las zonas montañosas de México constituyendo la mayor parte de la cobertura vegetal de áreas de clima templado y semihúmedo;^{1,58,59} desde el punto de vista de la caza y de la economía humana, es el tipo de vegetación más extensa e importante del país. Se localizan en la Sierras Madre Oriental, y en la Occidental, Eje Volcánico Transversal, Sierra Madre del Sur, Sierras Norte de Oaxaca y en las dos grandes sierras de Chiapas.⁶⁰

La zona ecológica que corresponde a este tipo de bosque constituye un hábitat de enorme importancia biológica y geográfica con una gran riqueza en especies y endemismos de

plantas con floración, coníferas, y vertebrados terrestres, albergando más de 7000 especies, de las cuales el 70% son endémicas.^{1,61}

El bosque se describe como concentraciones abiertas y aclareadas con árboles dispersos, algunas partes dominadas por pinos y otras por encinos. En esta asociación crecen muchas especies de plantas, por lo que resulta imposible mencionar una combinación particular típica.⁶⁰

Los pinares y los encinares tienen similitud en exigencias ecológicas lo que resulta en que los dos tipos de bosque ocupen nichos semejantes desarrollándose con frecuencia uno al lado del otro, presentándose en forma de bosque mixto. Las condiciones climáticas donde prosperan son bajo el clima Cw de la clasificación de Köppen⁶² (1948), con una precipitación media anual de 600 a 1200mm y temperatura media anual entre 10 y 20°C. Lo cual corresponde a la zona templada, cuyas características son: temperaturas superiores a 18°C en el mes más caluroso y en época invernal pueden descender a 0°C. La precipitación promedio que se registra es mayor a 600mm anuales concentrados sobre todo en verano. Los grandes sistemas montañosos determinan ésta zona donde el clima tropical se suaviza por la altitud. Se localizan desde niveles del mar hasta 3100 m.s.n.m. aunque la mayoría se halla en latitudes entre 1200 y 2800m. Crece sobre suelos de diversas clases de roca madre, profundos de terrenos aluviales planos, en terrenos muy rocosos e inclinados o bien de pedregales.^{1,59}

Las especies que se encuentran en los sustratos de los bosques de pino y encino dependen de la etapa de sucesión en la que se encuentre dicho bosque. En los bosques se forman

claros o áreas sin vegetación ya sea por incendios espontáneos, vientos fuertes, plagas o la intervención humana. A la repoblación del bosque se le llama sucesión secundaria la cual consta de diferentes fases:

- 1) En la primera que va de 2 a 5 años, los claros son repoblados por especies de pino de rápido crecimiento.
- 2) En una segunda, surgen especies de encinos y árboles como el Madroño (*Arbutus xalapensis*) o el Aile (*Alnus jorullensis*) al igual que especies herbáceas. En esta existe una gran diversidad de plantas y de especies animales que se asocian a ellas como es el caso del venado cola blanca. Esta fase puede durar de 5 a 20 años.
- 3) En la tercera o fase de exclusión dejan de surgir nuevos individuos y la cantidad de luz que llega al sotobosque es menor reduciendo drásticamente la presencia de especies herbáceas y arbustivas con la subsecuente reducción de biodiversidad tanto en las plantas como en los animales. Esta dura aproximadamente 50 años.
- 4) En la cuarta o fase de reinicio, mueren algunos pinos de dosel, lo que permite el crecimiento de encinos haciendo bosques mixtos de pino y encino o predominantemente de encino. Esta etapa dura de 50 a 100 años. La quinta fase, o “fase madura” ocurre después de unos 100 años del proceso, dependiendo del hábitat original, en esta crecen especies tolerantes a bajas cantidades de luz en los pequeños claros que se abren al caer ramas o un árbol viejo, en general son pinos y encinos.⁵⁹ Las sucesiones secundarias causadas por alteraciones humanas pueden presentar más diversidad que el bosque primario, además de ser más complejas, tanto por su estructura como por la composición de las especies.¹ No obstante, hay que tomar en cuenta que esta mayor diversidad no está relacionada con la integridad del ecosistema, ya que involucra especies no nativas e invasoras, que compiten con

las endémicas lo que lleva a un cambio gradual del ecosistema, afectando a otras especies tanto vegetales como animales propias de dicho hábitat.

Este ecosistema es de los más afectados por el impacto del hombre, ya que ha sido uno de los más severamente explotados mediante el cambio de uso de suelo para la agricultura y la producción animal, por otro lado, al ser una zona saludable y tener un clima atractivo para la población humana, también ha sido transformado en zonas urbanas.^{1,2,60,63}

2.4.1 Fauna del bosque

En el área se encuentra 13.11% del total de las especies terrestres de mamíferos reportadas para México. Para el grupo de las aves, en el bosque de pino y encino de la zona de estudio, se han registrado 237 especies de las cuales 36 son endémicas para México, una se encuentra en peligro de extinción, 14 se encuentran amenazadas, cuatro están clasificadas como protegidas y tres como raras. Los anfibios de la zona están representados por diez especies pertenecientes a cinco familias y dos órdenes constituyendo el 3.5% de las especies de México y el 37.03% de Morelos. Y el grupo de los reptiles se encuentra representado por 43 especies pertenecientes a 7 familias. En el Cuadro 1 se enlistan algunas especies que habitan el bosque de pino y encino.⁶⁴

Como parte de la fauna de este tipo de bosque se menciona al venado cola blanca, el cual tiende a encontrarse con mayor regularidad en bosques que tienen una cubierta arbustiva muy densa, ya que así, además de contar con alimento, tiene la ventaja de protegerse contra los depredadores.⁶⁵ Los elementos más importantes para la selección de su hábitat son el alimento, la cobertura y la disponibilidad de agua.⁶⁶ Dado que muchas de las especies

vegetales que se regeneran después de la roza y quema son abundantes en terrenos agrícolas o de pastoreo que ya no son usados, éstos se vuelven sitios de preferencia para la alimentación del venado, en caso de ser accesibles, ya que en ellos se encuentra lo que se conoce como la vegetación secundaria de un bosque, la cual presenta especies de buen sabor y alta calidad nutricional.⁶⁷⁻⁶⁹

La importancia del venado cola blanca reside en su aprovechamiento cinegético, siendo esta una de las especies más significativas desde el punto de vista de la actividad cinegética en México.^{60,66,70} Al aprovechar esta especie para el deporte de cacería, se estimula el cuidado y la restauración del ecosistema en el que ésta habita, dado que las ganancias económicas derivadas de esta actividad pueden llegar a ser mayores que las obtenidas por otras como son la ganadería o la agricultura.⁷¹

Para lograr un buen cuidado y el aprovechamiento óptimo de cualquier especie cinegética, es necesario tener un plan de manejo cuidadosamente calculado en el que se retiren del medio solo el número de ejemplares que mantenga el equilibrio dentro de la unidad de manejo y sólo aquellos (machos o hembras) que se decida destinados a la cacería, ya sea por su edad o por el estado de población que se tenga en el momento dado.⁷²⁻⁷⁴

Dentro del plan de manejo es necesario tomar en cuenta cuáles son los hábitos alimentarios de la especie en cuestión, lo cual implica conocer el tipo y frecuencia de consumo y su aporte nutritivo, así como su digestibilidad. Existen diferentes maneras de conocer estos hábitos, una de las cuales es la determinación del perfil de n-alcanos de las especies vegetales que se encuentran en el medio donde habiten especies a conservar.

Cuadro 1. Algunas especies que habitan el bosque de pino y encino.⁶⁴

	Nombre común	Nombre científico
Mamíferos	Lince	<i>Linx fufus</i>
	Zorrillo	<i>Mephitis macroura</i>
	Ardilla	<i>Sciurus aureogaster</i>
	Vanado cola blanca	<i>Odocoileus virginianus</i>
	Coyote	<i>Canis latrans</i>
	Tlacuache	<i>Didelphis virginiana</i>
	Conejo castellano	<i>Sylvilagus floridanus</i>
	Conejo Mexicano	<i>Silvilagus cunicularius</i>
	Cacomixtle	<i>Bassariscus astutus</i>
	Mapache	<i>Procyon lotor</i>
	Tejón	<i>Nasua nasua</i>
	Puma	<i>Puma concolor</i>
	Teporingo	<i>Romerolagus diazi</i>
	Ratón de los volcanes	<i>Neotomodon alstoni</i>
Aves	Matraca barrada	<i>Campylorhynchus megalopterus</i>
	Chipe rojo	<i>Ergaticus ruber</i>
	Gorrion serrano cachetioscuro	<i>Oriturus superciliosus</i>
	Carpintero volcanero	<i>Dedrocapos stricklandi</i>
	Gorrion serrano cachetioscuro	<i>Xenospiza baileyi</i>
	Gallina de monte	<i>Dendrortyx macroura</i>
	Trepador gojiblanco	<i>Lepidocolaptes leucogaster</i>
	Gavilán pechirrufo mayor	<i>Accipiter cooperi</i>
Anfibios	Gran búho cornado	<i>Bubo virginianus</i>
		<i>Pseudoerycea altamontana</i>
		<i>Chiropterotriton chiropterus</i>
		<i>Pseudoerycea belli</i>
		<i>Pseudoerycea cephalica</i>
		<i>Pseudoerycea leprosa</i>
		<i>Spea hamoondi</i>
Rana	<i>Rana spectabilis</i>	
Ajolote de Zempoala	<i>Ambystoma zempoalensis</i>	

Continuación Cuadro 1. Algunas especies que habitan el bosque de pino y encino.⁶⁴

	Nombre común	Nombre científico
Reptiles	Sapo cornudo	<i>Phrynosoma orbiculare alticola</i>
		<i>Sceloporus aeneus</i>
		<i>Sceloporus scalaris</i>
		<i>Sceloporus grammicus microlepidotus</i>
		<i>Sceloporus jarrovi</i>
		<i>Sceloporus torcuatus torcuatus</i>
		<i>Sceloporus spinosus</i>
		<i>Oxybelis aeneus</i>
		<i>Senticolis triaspis</i>
	Serpiente de cascabel	<i>Crotalus durissus</i>
	Serpiente de cascabel	<i>Crotalus molussus</i>
	Serpiente de cascabel	<i>Crotalus triseriatus</i>
	Serpiente de cascabel	<i>Crotalus transversus</i>

2.5 Pruebas no paramétricas

Las técnicas utilizadas para realizar algún tipo de inferencia exigen asumir ciertas hipótesis como la aleatoriedad en las observaciones que componen la muestra, o la normalidad de la población, o la igualdad de varianzas de dos poblaciones, etc; o bien, la estimación de cualquier parámetro como la media, varianza, proporción, etc. Estas técnicas de inferencia se denominan técnicas paramétricas. Existen, sin embargo otros métodos paralelos cuyos procedimientos no precisan la estimación de parámetros ni suponer conocida ninguna ley de probabilidad subyacente en la población de la que se extrae la muestra. Estas son las denominadas técnicas no paramétricas o contrastes de distribuciones libres. No exigen ninguna condición suplementaria a la muestra sobre su proveniencia de una población con cierto tipo de distribución, son más generales que las paramétricas, pudiéndose aplicar en

los mismos casos en que estas son válidas. Un inconveniente al utilizar estas pruebas es la falta de sensibilidad para detectar efectos importantes.⁷⁵

2.5.1 Prueba de Kruskal-Wallis

Prueba no paramétrica que consiste en comparar k muestras aleatorias, obtenidas de cada una de las k posibles poblaciones. La contraparte paramétrica de esta prueba es el diseño Completamente al Azar; es de gran utilidad para comparar parámetros de localización entre dos o mas grupos, como la media y la mediana.⁷⁶

2.5.2 Correlación de Rangos de Spearman

Prueba no paramétrica o de distribución libre que se utiliza para estimar el coeficiente de Correlación de Rangos de Spearman y probar una hipótesis de que existe una asociación lineal entre dos variables.⁷⁶

3. Justificación

En la actualidad no se cuenta con la caracterización del perfil de alcanos de las diferentes especies vegetales del bosque de pino-encino en México, lo cual es de suma importancia para poder estimar la dieta de animales herbívoros que se encuentran presentes en este ecosistema, como es el caso del venado cola blanca. Tratándose de especies silvestres, el uso de alcanos como biomarcadores, es la técnica más práctica, ya que permite realizar experimentos sin interferir con el comportamiento natural de los animales. Este conocimiento permitirá tener las bases para establecer en un futuro cercano sistemas de aprovechamiento de estas especies mediante un manejo sustentable como podrían ser las UMAS (Unidades de Conservación y Manejo Ambiental) y los sistemas silvopastoriles; siendo esto un medio para lograr restaurar el ecosistema, al mismo tiempo que se proporcionan alternativas productivas a los pobladores de la región, los cuales se benefician por un lado al recibir ingresos derivados de un buen manejo de sus recursos y al mantener estos mismos para las futuras generaciones.

4. Hipótesis

Las plantas emparentadas taxonómicamente, que se encuentran en el bosque de pino y encino, tienen un perfil de alcanos similar.

5. Objetivos

Realizar la identificación taxonómica de las especies con potencial forrajero presentes en el bosque de pino y encino.

Medir el perfil de los alcanos presentes en las plantas con potencial forrajero en el bosque de pino y encino en la ladera poniente del volcán Las Palomas.

Calcular la relación de los principales alcanos noes presentes en las plantas, para su utilización como biomarcadores del consumo voluntario.

6. Materiales y Métodos

El área de estudio es el bosque de pino-encino ubicado en el norte del municipio de Huitzilac y el sur de la delegación Tlalpan. Huitzilac se localiza en el ángulo nor-occidental del Estado de Morelos, gráficamente entre el paralelo 19° 00' y 19°07' de latitud norte y entre 99°10' y 99°20' de longitud oeste del meridiano de Greenwich; mientras que la delegación Tlalpan se localiza al Suroeste del Distrito Federal colindando al sur con el municipio de Huitzilac, Morelos, entre las coordenadas que se mencionan a continuación: 19°19' latitud norte, 19°05' latitud Sur, 99°06' longitud Oeste, y 99°19' longitud Oeste. Las especies vegetales que se emplearon en este trabajo se obtuvieron en la ladera poniente del volcán "Las Palomas", que abarca tanto al Municipio de Huitzilac como a la Delegación de Tlalpan en el D.F. Esta región incluye una porción de la zona de amortiguamiento dentro del Corredor Biológico Chichinautzin en el eje Transversal Neovolcánico.

6.1 Sitio de muestreo

En orden de seleccionar el área de estudio, se realizaron varias visitas a lugares en el sitio de interés para detectar la presencia de venado cola blanca, siendo ésta confirmada por la observación de excretas y huellas de la especie, situación que era de interés, para trabajos posteriores. De igual manera, para identificar las especies vegetales consumibles de la zona, se tuvo el apoyo y el saber de los guías y personas del lugar sobre el consumo de plantas por diversos rumiantes, además de la observación en campo, por parte del equipo de investigación, de las que habían sido evidentemente ramoneadas o consumidas por herbívoros medianos.

6.2 Muestreo

Para el muestreo de las especies vegetales, se trazaron líneas con límites en ambos lados (transectos en barra).⁷⁷ Se obtuvieron seis transectos con una longitud de 300 m de largo por 10 m de ancho, ubicados en la parte sur (Coajomulco), y en la norte (Topilejo), según correspondiera; separados entre ellos por una distancia de 100 m. Al final se contó con tres transectos en cada uno de los lados, con diferente orientación (al este y al oeste), mismos que empezaron a delimitarse 25 m a partir de la orilla de la vereda central. La metodología de muestreo es una modificación de un diseño utilizado en estudios del venado cola blanca por Ezcurra y Gallina (1981)⁷⁸ y Galindo y Weber (1998)⁷⁹. Para la recolección de las especies vegetales potencialmente comestibles, se tomaron muestras representativas de las plantas con mayor presencia, a lo largo y ancho de cada transecto, que tuvieran un tallo de diámetro menor o igual a 4 mm, hasta obtener un total de 1 Kg (base húmeda) de cada espécimen; se guardaron en bolsas de plástico, en donde se almacenaron a -4 °C hasta su análisis. El proceso de secado se realizó en estufa de aire forzado, a una temperatura de 60 °C durante 24 horas. Una vez secas las muestras se molieron en un molino de martillos utilizando una malla del No. 10.

6.3 Identificación taxonómica

Para la clasificación taxonómica, se colectaron dos especímenes de cada una de las arvenses, arbustivas y arbóreas encontradas en los transectos, de acuerdo con la técnica referida por Harrington y Durell (1957)⁷⁷, mismas que fueron colocadas en una prensa, cubiertas por papel periódico para su protección y almacenamiento; posteriormente se

llevaron al Herbario Nacional de México (MEXU) del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México para su clasificación. Para complementar la identificación taxonómica en el herbario, se hicieron visitas a la zona de estudio acompañadas de un biólogo especialista en las especies vegetales de la zona.

6.4 Medición de alcanos

Para la determinación de los patrones de alcanos de las especies vegetales, se utilizó la técnica de identificación de patrones específicos de alcanos en plantas por cromatografía de gases descrita por Dove y Mayes (2003)¹³, se analizó por duplicado cada muestra.

Para la extracción de los alcanos, se tomaron 0.2 g de muestra y se colocaron junto con la solución de estándares internos (C_{22} y C_{34}) (Anexo I) y solución de Hidroxido de Potasio (KOH) (Anexo II) etanólico en un tubo de cultivo con tapa de rosca y se coloca en una plancha de calor seco para su saponificación; posteriormente, después de dos lavados con heptano y una evaporación, se obtuvo la fase orgánica y después de reconstituirlo se filtró en una columna de sílica gel y, finalmente se evaporó el eluyente y se rediluyó a una concentración conocida. La descripción completa de la técnica se ubica en el Anexo III.

Cada extracción se inyectó una vez en el cromatógrafo de gases (Anexo IV) obteniendo la concentración en miligramos de los alcanos de cada muestra una vez que el cromatógrafo integra la información que se le proporciona: inyección de curva de estándares y de cada muestra (Anexo V).

6.5 Análisis estadístico

Las concentraciones de los alcanos impares de C₂₅ a C₃₅ no presentaron una distribución normal; por lo tanto se recurrió a análisis estadísticos no paramétricos como la Prueba de Kruskal Wallis para comparación de muestras y la de Correlación de Rangos de Spearman para conocer la asociación entre la concentración de los alcanos.

Para la prueba de Kruskal Wallis se utilizó el siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + e_{ij} \quad i= 1, 2, \dots, k; \quad j= 1, 2, \dots, n_i$$

donde:

Y_{ij} = Variable de respuesta (alcanos).

μ = Media general desconocida.

T_i = Efecto del i-ésimo tratamiento (especies, familias).

e_{ij} = Variables aleatorias mutuamente independientes.

Los análisis estadísticos se realizaron con el programa SAS.⁸⁰

El trabajo de laboratorio se realizó en el Departamento de Nutrición Animal, del Instituto Nacional de Ciencias Médicas y Nutrición Salvador Zubirán.

7. Resultados y discusión

7.1 Especies encontradas

En la ladera poniente del volcán “Las Palomas”, se encuentran presentes las especies de los grupos correspondientes al estrato herbáceo, arbustivo, arbóreo, gramíneo y suculento.

Al realizar la clasificación taxonómica, se observó que estaban presentes 20 familias diferentes entre las que se encuentran: *Agavaceae*, *Astereaceae*, *Betulaceae*, *Boraginaceae*, *Caryophyllaceae*, *Cistaceae*, *Crassulaceae*, *Ericaceae*, *Fagaceae*, *Geraniaceae*, *Lamiaceae*, *Leguminosae*, *Loganiaceae*, *Onagraceae*, *Pinaceae*, *Poaceae*, *Rosaceae*, *Solanaceae*, *Saxifragaceae* y *Umbelliferae*; en la Figura 3, se muestra la proporción de cada familia con respecto al total de las especies encontradas, se puede observar que el mayor porcentaje corresponde al grupo “otras”, en el que están integradas las familias que tuvieron menos de 6%.

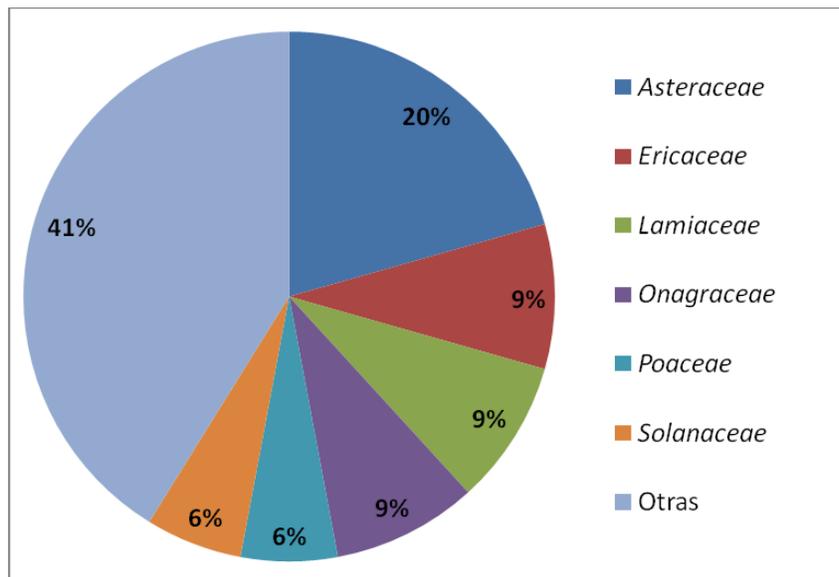


Figura 3. Distribución de las familias vegetales encontraron en la ladera poniente del volcán Las Palomas.

Con el fin de lograr una interpretación de resultados más sencilla, se dividieron las especies encontradas en cinco categorías según su forma de crecimiento, las cuales son: herbácea, arbustiva, arbórea, gramínea y suculenta; las características que se consideraron para esta clasificación fueron:

- a) Herbáceas: plantas que no tuvieran un tronco leñoso y con consistencia blanda en sus tejidos, en general de baja estatura, aunque se encontraron algunas especies como *Physalis coztomatl* o *Ribes ciliatum* que alcanzaron hasta 2 m de altura.
- b) Arbustivas: de menos de 5m de altura, con ramificaciones cerca de la base, y por lo tanto, no presentan un tronco predominante.
- c) Arbóreas: plantas leñosas de más de 5 m de altura, con un tronco predominante y copa.
- d) Gramíneas: poseen tallos largos con flores en espiga y granos secos. En este caso todos los tejidos eran blandos, no leñosos y las hojas se presentaban de manera alterna.
- e) Suculentas: plantas semejantes a una roseta, de hojas gruesas y carnosas, terminadas en una aguja afilada en el ápice.

De acuerdo a esta clasificación, las especies quedaron agrupadas de la siguiente manera:

Herbáceas: *Alchemilla procumbens*, *Conyza sp.*, *Dahlia merckii*, *Eryngium sp.*, *Fuchsia microphylla*, *Geranium sp.*, *Lithospermum distichum*, *Lopezia racemosa*, *Oenothera purpusii*, *Physalis coztomatl*, *Salvia elegans*, *Salvia helianthemifolia*, *Salvia polystachya*, *Sedum sp.*, *Senecio barbajohanis*, *Solanum sp.*, *Stellaria cuspidata* y *Stevia sp.*

Arbustivas: *Ageratina sp.*, *Baccharis conferta*, *Buddleia parviflora*, *Comarostaphylis discolor*, *Helianthemum glomeratum*, *Lupinus sp.*, *Pernettya prostrata*, *Ribes ciliatum* y *Senecio cinerarioides*.

Arbóreas: *Alnus jorullensis*, *Arbutus xalapensis*, *Pinus sp.* y *Quercus laurina*.

Gramíneas: *Muhlenbergia macroura* y *Stipa ichu*.

Suculentas: *Furcraea parmentieri*.

De esta manera, como se observa en la Figura 4, las especies en la categoría de herbáceas ocuparon la mayor parte de las plantas colectadas representando el 53% del total, seguida por las arbustivas, las cuales se encontraron en un 26%, las arbóreas con un porcentaje de 12%, las gramíneas en un 6% y finalmente las suculentas con 3%.

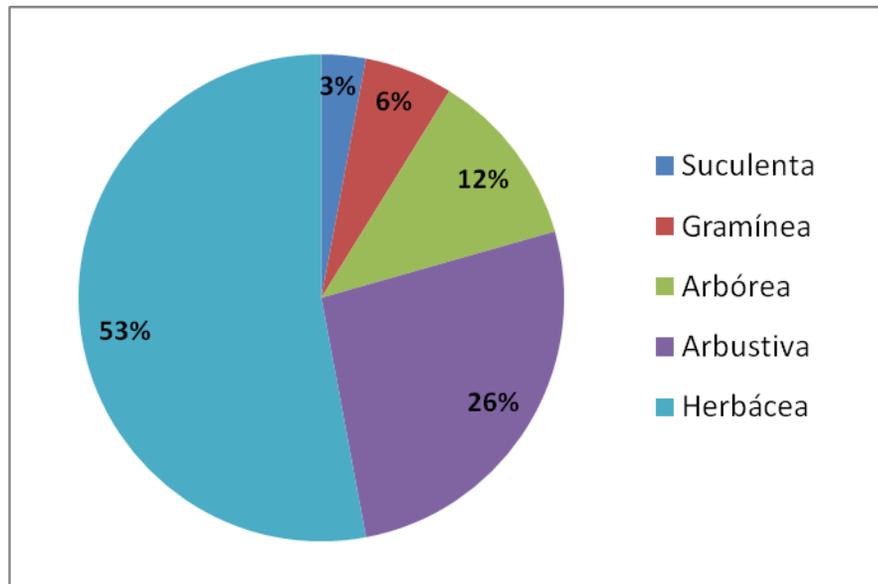


Figura 4. Proporción de las especies vegetales encontradas de acuerdo a su hábito de crecimiento.

En el Cuadro 2 se incluye la especie, nombre común (que refiere Martínez, 1979⁸¹), familia y hábito de crecimiento de las plantas encontradas en la zona de estudio. En el anexo VI se localiza una breve descripción e imagen de las especies halladas en la zona de estudio.

Cuadro 2. Especies de plantas encontradas en la zona de estudio.

Especie	Nombre común	Familia	Hábito de crecimiento
<i>Ageratina sp.</i>		<i>Asteraceae</i>	Arbustiva
<i>Alchemilla procumbens</i>		<i>Rosaceae</i>	Herbácea
<i>Alnus jorullensis</i>	Aile	<i>Betulaceae</i>	Arbórea
<i>Arbustus xalapensis</i>	Madroño	<i>Ericaceae</i>	Arbórea
<i>Baccharis conferta</i>	Escobilla, Hierba del carbonero	<i>Asteraceae</i>	Arbustiva
<i>Buddleia parviflora</i>	Tepozan	<i>Loganiaceae</i>	Arbustiva
<i>Comarostaphylis discolor</i>	Huejote	<i>Ericaceae</i>	Arbustiva
<i>Conyza sp.</i>		<i>Asteraceae</i>	Herbácea
<i>Dahlia merckii</i>	Dalia	<i>Asteraceae</i>	Herbácea
<i>Eryngium sp.</i>	Hierba del sapo	<i>Umbelliferae</i>	Herbácea
<i>Fuchsia microphylla</i>	Perlilla	<i>Onagraceae</i>	Herbácea
<i>Furcraea parmentieri</i>	Palma, Yuca	<i>Agavaceae</i>	Suculenta
<i>Geranium sp.</i>		<i>Geraniaceae</i>	Herbácea
<i>Helianthemum glomeratum</i>	Juanajuana, Cenicilla	<i>Cistaceae</i>	Arbustiva
<i>Lithospermum distichum</i>		<i>Boraginaceae</i>	Herbácea
<i>Lopezia racemosa</i>	Alfilerillo, Hierba del golpe	<i>Onagraceae</i>	Herbácea
<i>Lupinus sp.</i>	Lupina	<i>Leguminosae</i>	Arbustiva
<i>Muhlenbergia macroura</i>	Zacate malinali	<i>Poaceae</i>	Gramínea
<i>Oenothera purpusii</i>		<i>Onagraceae</i>	Herbácea
<i>Pernettya prostrata</i>	Trueno	<i>Ericaceae</i>	Arbustiva
<i>Physalis coztomatl</i>	Tomate, coztomate	<i>Solanaceae</i>	Herbácea
<i>Pinus sp.</i>	Ocote	<i>Pinaceae</i>	Arbórea
<i>Quercus laurina</i>	Encino laurelillo	<i>Fagaceae</i>	Arbórea
<i>Ribes ciliatum</i>	Saracuacho, Capulincillo	<i>Saxifragraceae</i>	Arbustiva
<i>Salvia elegans</i>	Salvia roja	<i>Lamiaceae</i>	Herbácea
<i>Salvia helianthemifolia</i>		<i>Lamiaceae</i>	Herbácea
<i>Salvia polystachya</i>	Achichía	<i>Lamiaceae</i>	Herbácea
<i>Sedum bourgaei</i>	Texiatl	<i>Crassulaceae</i>	Herbácea
<i>Senecio barbajohanis</i>	Barba de San Juan de Dios	<i>Asteraceae</i>	Herbácea
<i>Senecio cinerarioides</i>	Jarilla	<i>Asteraceae</i>	Arbustiva
<i>Solanum sp.</i>	Huele	<i>Solanaceae</i>	Herbácea
<i>Stellaria cuspidata</i>		<i>Caryophyllaceae</i>	Herbácea
<i>Stevia sp.</i>		<i>Asteraceae</i>	Herbácea
<i>Stipa ichu</i>	Zacate ichú	<i>Poaceae</i>	Gramínea

De las plantas que fueron encontradas en la zona de estudio, Calderón y Rzedowski, (2001)⁸², quiénes hicieron un trabajo en zonas boscosas, mencionaron también a las familias de herbáceas: *Boraginaceae*, *Caryophyllaceae*, *Compositae* (*Asteraceae*), *Geraniaceae*, *Graminae* (*Poaceae*), *Leguminosae*, *Onagraceae*, *Rosaceae*, *Scrophulariaceae* y *Umbelliferae*; y los siguientes géneros: *Alnus*, *Arbutus*, *Buddleia*, *Pinus*, *Quercus*, *Baccharis*, *Eupatorium*, (*Ageratina*), *Fuchsia*, *Helianthemum*, *Pernettya*, *Ribes*, *Salvia*, *Senecio* y *Stevia*.

Por su parte Cornejo-Tenorio *et al.*⁸³ (2003) que realizaron un estudio en un ecosistema de bosque templado en la franja transvolcánica, encontraron una proporción de 77.1% de herbáceas, 12.1% de arbustivas y 7.8% de arbóreas, lo cual es muy similar a lo observado en este trabajo. Otro estudio realizado por Villaseñor (2004)⁸⁴ sobre los géneros de las plantas vasculares de México, en todos los ecosistemas del país, reportó que las herbáceas ocupaban el 41% del total de formas de crecimiento, mientras que las arbustivas llegaban al 26% y las arbóreas el 17%. Como se puede ver en los resultados de todos los estudios, la forma biológica predominante es la herbácea, seguida por la arbustiva y finalmente la arbórea, lo cual nos indica que el bosque de la ladera poniente del Volcán “Las Palomas”, al igual que muchos de los bosques en nuestro país, se encuentra en las primeras fases de la sucesión secundaria.⁵⁹ Por otra parte en lugares que han sido perturbados se encuentran especies invasoras como son *Buddleia spp.*,⁸⁵ *Stevia sp.*, *Helianthemum glomeratum* y *Ageratina sp.*⁸⁶ y la zona de estudio no fue la excepción.

7.1.1 Especies con potencial forrajero

Dieciocho de las plantas enlistadas, han sido mencionadas por diferentes autores como comestibles por los animales, las cuales han sido identificadas a través de la técnica microhistológica; o bien a través de observación directa tanto por investigadores como por los pobladores y productores de la región estudiada. Especies como *Quercus sp.*, *Ageratina sp.*, *Muhlenbergia sp.*, *Arbutus xalapensis*, *Pinus sp.*, *Buddleia parviflora*, *Buddleia sp.* y *Lupinus sp.*, han sido mencionadas en la literatura publicada.^{85,87-91} En este trabajo, se observaron ramoneadas durante los recorridos de campo las siguientes especies: *Alnus jorullensis*, *Arbutus xalapensis*, *Baccharis conferta*, *Buddleia parviflora*, *Fuchsia microphylla*, *Lupinus sp.*, *Muhlenbergia macroura*, *Physalis coztomatl*, *Pinus sp.*, *Quercus sp.*, *Ribes ciliatum*, *Salvia polystachya*, *Senecio cinerarioides*, *Stipa ichu*, *Dahlia merckii*, *Eryngium sp.*, *Furcraea parmentieri*. , además de que los pobladores de la zona aledaña al volcán refirieron en entrevista, haber observado su consumo.

Las especies rumiantes que se encuentran en la zona, y que son beneficiarias de las plantas forrajeras que existen en ella, son principalmente el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), el conejo mexicano (*Sylvilagus cunicularius*), conejo castellano (*Sylvilagus floridanus*), zacatuche (*Romerolagus diazi*) o conejo de volcán y algunos roedores, estos últimos, además de ser endémicos, al igual que el zacatuche, son especies que se encuentran amenazadas por la pérdida de su hábitat. En la zona también transitan en la base de la ladera, ocasionalmente, algunos animales domésticos como son los ovinos, bovinos y equinos, los cuales forman parte de la economía familiar de los comuneros del lugar.⁶⁴

7.2 Perfil de alcanos

En este apartado se presentan los alcanos de mayor importancia en las especies vegetales, que como se mencionó anteriormente son de número de carbonos non y van del C₂₅ al C₃₅. En virtud de haberse tenido muestras diferentes para cada una de las familias, no fue posible realizar una comparación estadística entre ellas; la más abundante fue la *Asteracea*. En los cuadros 3 a 22 se muestra la concentración de alcanos de cada especie agrupados por familia, resaltando los alcanos más abundantes en cada especie.

Como hipótesis del trabajo se consideró que las plantas emparentadas taxonómicamente, tenían un perfil de alcanos similar, lo cual no se pudo comprobar, ya que hubo grandes diferencias en las concentraciones de los mismos entre todas las especies en una misma familia, como se puede observar en los distintos cuadros, esto es lo que le da a cada una de las plantas, el perfil individual como lo mencionan diferentes autores.^{8,24,29,35,37,39,43,92-95}

Al comparar las muestras con la prueba de Kruskal Wallis, se obtuvo un valor de χ^2 de 0.0001 para cada alcano, indicando diferencia significativa en la concentración de estos entre todas las especies.

Zhang et al (2004)⁹² encontraron diferencias en la concentración de perfiles de alcanos en una misma especie, atribuyéndolo al tiempo de cosecha y el sitio en el que se obtuvo la muestra, debido a la radiación, ya que se encuentra correlacionada con la concentración de alcanos de cadena larga non. Por su parte Delgado et al (2000)²⁴ encontraron un amplio

rango de variación entre las concentraciones máximas y mínimas para un mismo alcano, lo que determinó medias con desviaciones estándar muy elevadas. Atribuyeron los cambios en la composición de las ceras cuticulares, a los efectos de cultivo, individualidades de las plantas, estado de desarrollo, origen de la semilla y factores ambientales como son la temperatura, radiaciones, altitud y humedad, entre otras; por lo tanto, mencionan que es difícil comparar los valores de alcanos incluso en la misma planta; sin embargo, Dove *et al* (1996)⁸, encontraron que la especie vegetal es la que contribuye con el 85% de la variación en la concentración de los hidrocarburos, en comparación con el mínimo efecto que tienen la edad (6%) y la parte vegetal; mientras que Englinton *et al* (1962)⁹⁶ y Dyson *et al* (1968)⁹⁷, señalaron que la especie contribuye con el 90% de la variación en la concentración.

El perfil de alcanos en este trabajo se estudió en la planta completa, sin hacer comparaciones por edad o factores ambientales.

A continuación se presenta la concentración de alcanos por familia, se han resaltado los alcanos más abundantes en cada especie.

Cuadro 3. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia <i>Agaveaceae</i>							
Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Furcraea parmentieri</i>	Media	1.75	3.30	3.48	4.75	1.37	0.00
	D.E.	0.76	1.23	0.31	0.25	0.18	0.00

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 4. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Asteraceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Ageratina sp.</i>	Media	4.26	6.92	16.35	6.57	2.06	0.34
	D.E.	1.58	2.32	3.07	1.58	0.75	0.14
<i>Baccharis conferta</i>	Media	8.48	55.50	35.56	15.31	8.05	1.61
	D.E.	9.24	74.44	40.38	15.38	0.57	0.80
<i>Conyza sp.</i>	Media	8.79	16.54	38.83	81.33	26.56	3.12
	D.E.	1.05	2.74	6.04	9.56	3.94	2.33
<i>Dahlia merckii</i>	Media	5.37	5.98	6.77	4.76	5.56	1.99
	D.E.	6.67	7.53	5.83	2.81	5.91	0.84
<i>Senecio barbajohanis</i>	Media	0.70	1.78	24.57	156.74	32.07	0.75
	D.E.	0.02	0.19	0.34	7.90	2.04	0.44
<i>Senecio cinerarioides</i>	Media	3.80	14.64	105.40	67.09	2.25	0.00
	D.E.	3.33	12.54	94.16	61.79	2.26	0.00
<i>Stevia sp.</i>	Media	15.73	31.88	47.14	26.09	7.17	1.05
	D.E.	14.18	26.19	38.85	18.10	3.67	0.02

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 5. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Betulaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Alnus jorullensis</i>	Media	19.36	24.74	10.09	4.30	3.50	1.06
	D.E.	18.66	9.43	3.55	0.56	2.34	0.67

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 6. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Boraginaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Lithospermum distichum</i>	Media	0.90	1.14	0.84	0.32	0.23	0.00
	D.E.	0.14	0.32	0.04	0.46	0.32	0.00

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 7. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Caryophyllaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Stellaria cuspidata</i>	Media	0.98	2.67	8.76	9.45	5.94	0.39
	D.E.	0.65	2.26	5.69	4.98	3.80	0.55

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 8. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Cistaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Hellanthemum glomeratum</i>	Media	0.82	10.57	13.37	4.15	1.82	0.00
	D.E.	0.42	6.65	8.73	3.72	1.90	0.00

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 9. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Crassulaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Sedum bourgaei</i>	Media	1.40	8.42	16.95	119.78	121.26	5.49
	D.E.	0.38	3.89	7.32	60.06	63.39	3.26

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 10. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Ericaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Arbustus xalapensis</i>	Media	2.93	9.71	32.81	35.52	13.42	2.06
	D.E.	3.19	5.60	4.09	8.16	2.62	1.98
<i>Comarostaphylis discolor</i>	Media	2.55	14.48	439.55	88.53	19.38	1.59
	D.E.	0.46	2.32	115.09	23.93	4.87	0.15
<i>Pernettya prostrata</i>	Media	9.31	11.38	18.39	15.92	16.89	2.14
	D.E.	4.80	7.00	3.02	1.61	16.14	1.13

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 11. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Fagaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Quercus laurina</i>	Media	6.20	18.40	21.18	9.88	12.13	3.49
	D.E.	4.92	12.83	16.26	4.21	12.08	3.15

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 12. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Geraniaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Geranium sp.</i>	Media	19.85	15.13	25.71	9.78	3.69	0.84
	D.E.	23.55	12.29	7.83	0.71	0.28	0.37

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 13. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Lamiaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Salvia elegans</i>	Media	19.00	16.05	13.88	36.98	29.82	0.71
	D.E.	22.63	11.67	7.60	3.02	1.14	0.05
<i>Salvia helianthemifolia</i>	Media	4.70	12.12	17.23	41.04	57.10	5.71
	D.E.	4.99	10.34	12.16	13.84	27.03	3.39
<i>Salvia polystachya</i>	Media	3.12	17.51	27.37	95.53	138.99	11.62
	D.E.	1.67	8.90	13.07	44.47	56.57	3.64

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 14. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Onagraceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Fuchsia microphylla</i>	Media	1.07	2.85	16.40	6.43	0.39	0.00
	D.E.	0.32	0.69	5.29	0.45	0.55	0.00
<i>Lopezia racemosa</i>	Media	2.33	2.90	8.59	16.97	4.38	0.08
	D.E.	0.22	0.51	1.65	2.85	0.40	0.12

Cuadro 14. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Onagraceae*. (Continuación)

<i>Oenothera purpusii</i>	Media	0.59	2.44	3.40	5.13	1.43	0.00
	D.E.	0.15	0.77	1.02	1.40	0.05	0.00

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 15. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Pinaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Pinus sp.</i>	Media	2.64	3.70	4.33	3.53	2.10	0.79
	D.E.	0.81	0.97	0.50	0.49	0.99	0.53

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 16. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Poaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Muhlenbergia macroura</i>	Media	10.23	13.85	16.30	12.64	6.45	2.51
	D.E.	0.20	8.70	13.21	8.27	4.95	1.58
<i>Stipa ichu</i>	Media	3.81	8.95	18.74	14.17	3.21	0.37
	D.E.	3.69	9.84	21.53	16.67	3.27	0.53

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 17. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Rosaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Alchemilla procumbens</i>	Media	1.43	4.93	5.66	29.99	91.14	8.18
	D.E.	0.41	0.76	0.89	4.81	11.06	1.60

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 18. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Solanaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Physalis coztomatl</i>	Media	3.98	10.27	28.92	3.19	15.88	1.59
	D.E.	1.51	3.18	2.60	0.93	20.43	1.84
<i>Solanum sp.</i>	Media	3.83	10.44	13.18	47.68	13.64	0.50
	D.E.	0.81	0.02	1.18	8.42	3.48	0.16

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 19. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Saxifragraceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Ribes ciliatum</i>	Media	2.48	4.47	4.20	11.41	1.87	0.76
	D.E.	2.54	4.46	4.23	14.60	1.61	0.56

D.E.= Desviación Estándar

Cuadro 20. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Umbelliferae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Erygium sp.</i>	Media	8.09	9.40	11.41	7.96	4.93	2.33
	D.E.	0.25	0.51	0.76	2.83	4.95	1.31

Cuadro 21. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Leguminosae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Lupinus sp.</i>		4.26	9.63	29.20	8.07	4.10	0.90

Cuadro 22. Concentración de alcanos (mg/kg MS) de las especies de la Familia *Loganiaceae*

Especie	Alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
<i>Buddleia parviflora</i>		1.12	19.72	43.51	30.28	5.37	0.89

7.2.1 Proporción de cada alcano

A continuación se presentan las proporciones entre los diferentes alcanos en aquellas familias que tuvieron más de 2 especies clasificadas.

Únicamente en el caso de las familias *Lamiaceae* y *Onagraceae*, se mantuvo un perfil similar, siendo el más abundante el C₃₃, seguido del C₃₁ en la primera (Figura 5); en tanto que en la segunda fueron el C₂₉ y C₃₁ (Figura 6). El perfil similar de la concentración de alcanos correspondió, en la familia *Lamiaceae*, a especies de un mismo género, a diferencia de la familia *Onagraceae* donde, aunque mostraron un perfil similar, las especies pertenecen a distintos géneros.

Las especies de las familias *Asteraceae* y *Ericaceae* no mostraron similitud en las proporciones de los alcanos, como se observa en las Figuras 7 y 8. Contrario a lo observado en la familia *Lamiaceae*, donde especies de un mismo género mostraron un perfil similar, *S. barbajohanis* y *S. cinerarioides*, especies de la familia *Asteraceae*, mostraron perfiles distintos. La correspondencia de perfiles en especies de un mismo género, no es constante para todas las plantas.

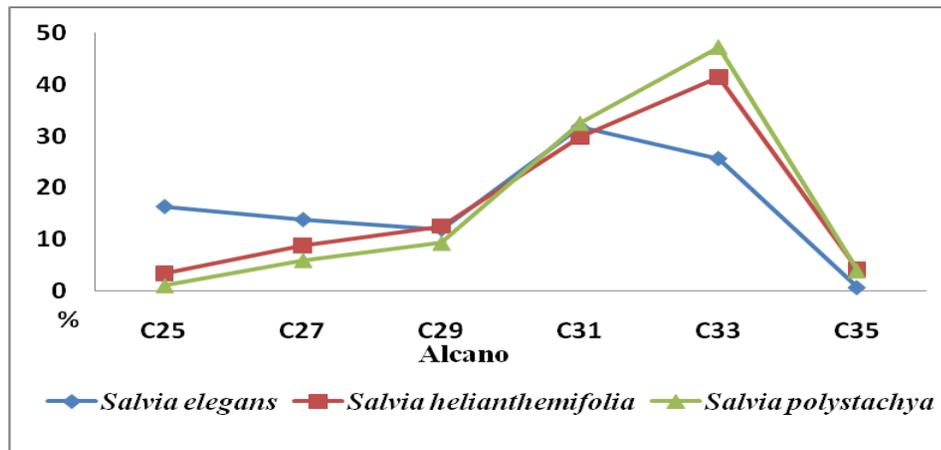


Figura 5. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia *Lamiaceae* con un patrón similar entre las especies.

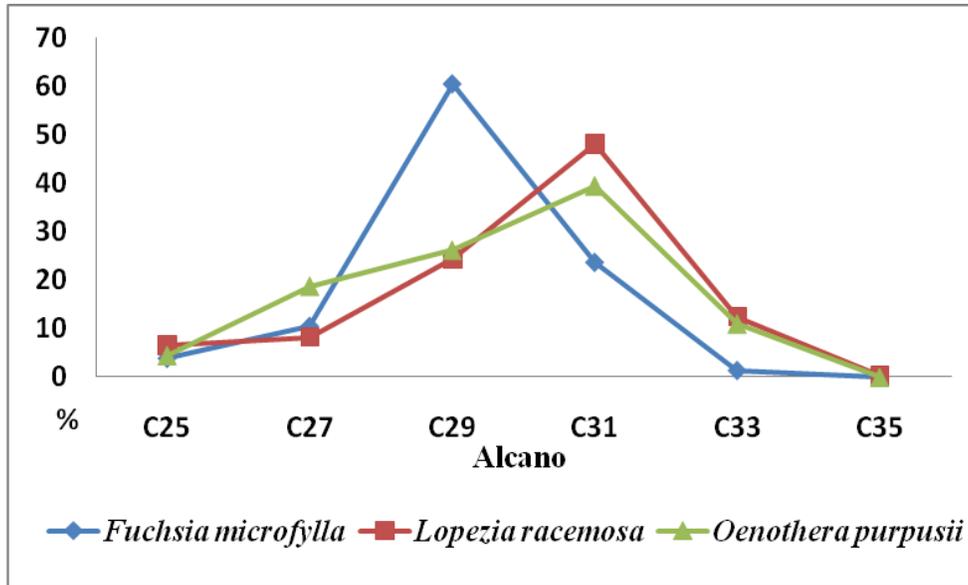


Figura 6. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia *Onagraceae* con un patrón similar entre las especies.

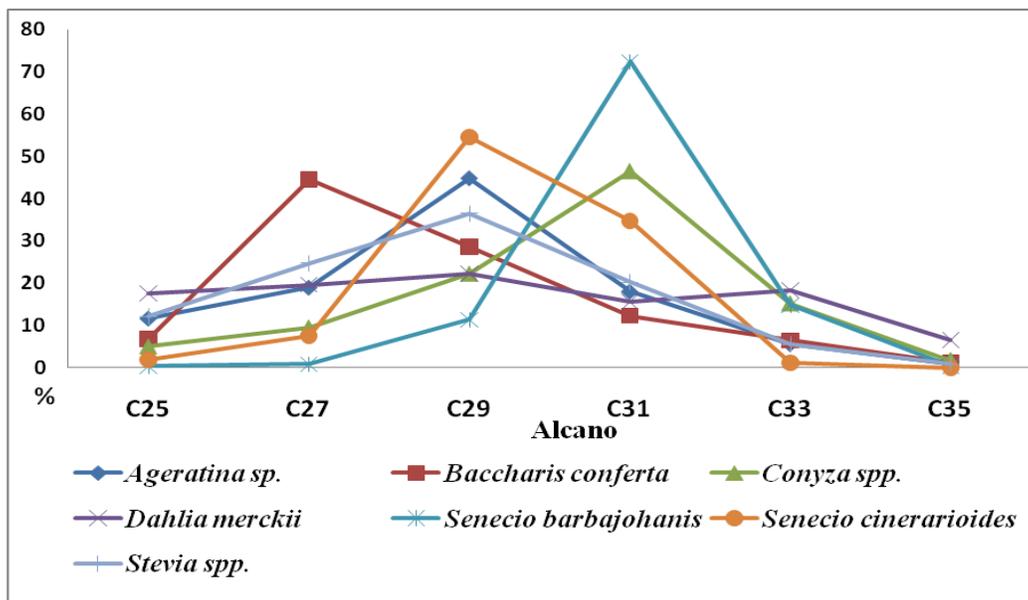


Figura 7. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia *Asteraceae*, donde cada especie tiene un patrón distinto.

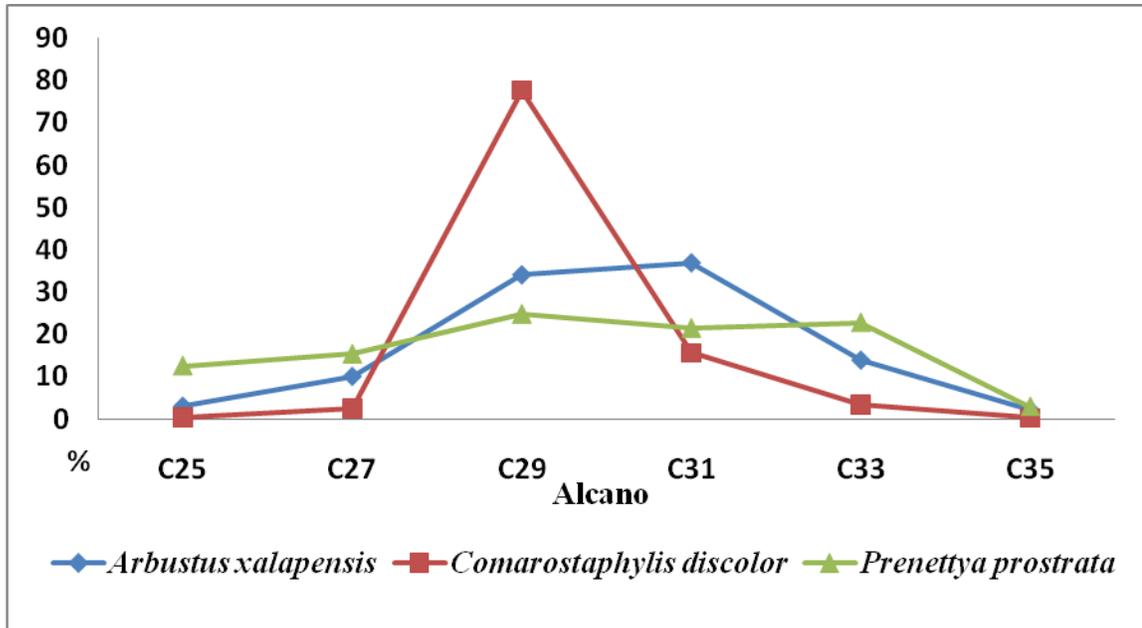


Figura 8. Proporción de los diferentes alcanos, mostrando el perfil de la familia *Ericaceae*, donde cada especie tiene un patrón distinto.

Los alcanos más abundantes fueron el C₂₉, C₃₁ y C₃₃, de manera indistinta según sea la especie analizada, lo cual coincide con lo mencionado en la literatura; en donde también se menciona que el lugar de abundancia varía en las diferentes especies. Así por ejemplo, Mayes *et al.*³⁷ en 1986 al analizar muestras de forraje encontraron que el alcano más abundante fue el C₃₁, seguido del C₃₃ y el C₂₉; por su parte Delgado *et al.*²⁴ (2000) hallaron que en las leguminosas predominaron el C₂₉ y C₃₁, mientras que en gramíneas fueron el C₂₉ y C₃₃.

7.2.2 Relaciones entre alcanos

Una característica importante a considerar y que se ha citado en los diferentes trabajos, es la relación entre los distintos alcanos. Se ha señalado que independientemente de la cantidad, un valor importante es la relación entre estos. Montes (2005)⁹⁸ encontró en las plantas

analizadas, la existencia de un patrón, ya que a al aumentar un alcano, otro puede aumentar o disminuir en la misma proporción, según sea el caso, independientemente de donde se haya colectado la muestra. Al realizar una correlación observó que esta era elevada entre los alcanos C_{27} y C_{29} (0.79), además de C_{33} y C_{35} (0.93), mientras que el C_{31} tuvo una correlación intermedia con C_{33} (0.58), aduciendo que las asociaciones se pueden explicar con base a las concentraciones de n-alcanos por familia, siendo diferente entre leguminosas y gramíneas. Dove (1992)³⁹, al calcular las relaciones entre alcanos, encontró que en los pastos, la relación $C_{29}:C_{31}$ es relativamente baja y en las leguminosas relativamente alta, con esta diferencia se puede cuantificar el contenido de leguminosas en la dieta, elemento importante para lograr un mejor rendimiento de animales en pastoreo.

En el Cuadro 23 se presentan las principales relaciones que los diferentes alcanos guardan entre sí, para las especies estudiadas.

Cuadro 23. Relaciones entre los alcanos de las diferentes especies de las familias estudiadas.

Familia	Especie	Relación			
		$C_{29}:C_{31}$	$C_{29}:C_{33}$	$C_{31}:C_{33}$	$C_{33}:C_{35}$
<i>Agavaceae</i>	<i>Furcraea parmentieri</i>	0.73	2.54	3.47	0.00
<i>Asteraceae</i>	<i>Ageratina sp.</i>	2.49	7.94	3.19	6.09
	<i>Baccharis conferta</i>	2.32	4.42	1.90	5.00
	<i>Conyza spp.</i>	0.48	1.46	3.06	8.50
	<i>Dahlia merckii</i>	1.42	1.22	0.85	2.80
	<i>Senecio barbajohanis</i>	0.16	0.77	4.89	42.93
	<i>Senecio cinerarioides</i>	1.57	46.78	29.77	0.00
	<i>Stevia sp.</i>	1.81	6.58	3.64	6.82
<i>Betulaceae</i>	<i>Alnus jorullensis</i>	2.35	2.88	1.23	3.31
<i>Boraginaceae</i>	<i>Lithospermum distichum</i>	2.61	3.72	1.42	0.00
<i>Caryophyllaceae</i>	<i>Stellaria cuspidata</i>	0.93	1.47	1.59	15.23
<i>Cistaceae</i>	<i>Helianthemum glomeratum</i>	3.22	7.33	2.27	0.00

Cuadro 23. Relaciones entre los alcanos de las diferentes especies de las familias estudiadas. (Continuación).

Familia	Especie	C₂₉:C₃₁	C₂₉:C₃₃	C₃₁:C₃₃	C₃₃:C₃₅
<i>Crassulaceae</i>	<i>Sedum sp.</i>	0.14	0.14	0.99	22.09
<i>Ericaceae</i>	<i>Arbustus xalapensis</i>	0.92	2.44	2.65	6.52
	<i>Comarostaphylis discolor</i>	4.97	22.69	4.57	12.15
	<i>Prenettya prostrata</i>	1.15	1.09	0.94	7.89
<i>Fagaceae</i>	<i>Quercus laurina</i>	2.14	1.75	0.81	3.48
<i>Geraniaceae</i>	<i>Geranium spp.</i>	2.63	6.96	2.65	4.39
<i>Lamiaceae</i>	<i>Salvia elegans</i>	0.38	0.47	1.24	42.29
	<i>Salvia helianthemifolia</i>	0.42	0.30	0.72	10.00
	<i>Salvia polystachya</i>	0.29	0.20	0.69	11.96
<i>Leguminosae</i>	<i>Lupinus sp.</i>	3.62	7.12	1.97	4.58
<i>Loganiaceae</i>	<i>Buddleia parviflora</i>	1.44	8.10	5.64	6.00
<i>Onagraceae</i>	<i>Fuchsia microphylla</i>	2.55	42.41	16.62	0.00
	<i>Lopezia racemosa</i>	0.51	1.96	3.87	53.61
	<i>Oenothera purpusii</i>	0.66	2.38	3.59	0.00
<i>Pinaceae</i>	<i>Pinus sp.</i>	1.22	2.06	1.68	2.66
<i>Poaceae</i>	<i>Muhlenbergia macroura</i>	1.29	2.53	1.96	2.57
	<i>Stipa ichu</i>	1.32	5.85	4.42	8.60
<i>Rosaceae</i>	<i>Alchemilla procumbens</i>	0.19	0.06	0.33	11.14
<i>Solanaceae</i>	<i>Physalis coztomatl</i>	9.06	1.82	0.20	9.98
	<i>Solanum sp.</i>	0.28	0.97	3.49	27.36
<i>Saxifragraceae</i>	<i>Ribes ciliatum</i>	0.37	2.25	6.10	2.47
<i>Umbelliferae</i>	<i>Erygium spp.</i>	1.43	2.32	1.62	2.12

En este trabajo al hacer una correlación de Rangos de Spearman se pudo observar que las más elevadas (0.795 y 0.740) fueron entre C₃₃:C₃₁ y C₃₃:C₃₅ (Cuadro 24), pero al analizarlas por familia, se observó que cada una mantiene una correlación diferente, lo cual coincide con lo encontrado por Montes (2005)⁹⁸. En los Cuadros (Cuadros 25 al 30), se presentan las correlaciones en cada familia, donde se han señalado las más importantes.

Cuadro 24. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de todas las especies estudiadas

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1.000	0.668	0.384	0.094	0.167	0.380
C ₂₇		1.000	0.579	0.324	0.382	0.390
C ₂₉			1.000	0.590	0.425	0.288
C ₃₁				1.000	0.795	0.439
C ₃₃					1.000	0.740
C ₃₅						1.000

Cuadro 25. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Asteraceae*.

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.550	0.319	0.012	0.211	0.556
C ₂₇		1	0.400	-0.165	-0.157	-0.022
C ₂₉			1	0.552	0.552	-0.164
C ₃₁				1	0.846	0.141
C ₃₃					1	0.457
C ₃₅						1

Cuadro 26. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Ericaceae*

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.170	-0.814	-0.814	-0.051	0.576
C ₂₇		1	0.333	0.333	-0.183	-0.117
C ₂₉			1	1.000	0.150	-0.450
C ₃₁				1	0.150	-0.450
C ₃₃					1	0.233
C ₃₅						1

Cuadro 27. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Lamiaceae*

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.559	0.559	0.448	0.293	0.293
C ₂₇		1	0.800	0.254	0.034	0.271
C ₂₉			1	0.678	0.610	0.780
C ₃₁				1	0.897	0.828
C ₃₃					1	0.931
C ₃₅						1

Cuadro 28. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Onagraceae*

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.500	0.550	0.983	0.350	0.730
C ₂₇		1	0.400	0.583	-0.050	-0.023
C ₂₉			1	0.483	-0.550	0.114
C ₃₁				1	0.367	0.730
C ₃₃					1	0.502
C ₃₅						1

Cuadro 29. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Poaceae*

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.516	0.091	0.091	0.698	0.933
C ₂₇		1	0.886	0.886	0.943	0.293
C ₂₉			1	1.000	0.714	-0.098
C ₃₁				1	0.714	-0.098
C ₃₃					1	0.488
C ₃₅						1

Cuadro 30. Matriz de correlación de Rangos de Spearman de la familia *Solanaceae*

n-alcano	C ₂₅	C ₂₇	C ₂₉	C ₃₁	C ₃₃	C ₃₅
C ₂₅	1	0.486	0.200	0.029	0.486	0.943
C ₂₇		1	0.143	0.657	0.829	0.429
C ₂₉			1	-0.543	0.543	0.429
C ₃₁				1	0.371	-0.086
C ₃₃					1	0.600
C ₃₅						1

8. Conclusiones

Se concluyó que se puede presentar un perfil similar de los alcanos entre especies de un mismo género, pero el perfil no coincide entre géneros de una misma familia. Esto indica que la técnica de alcanos es efectiva cuando se pretende identificar géneros de plantas consumidas por los animales en pastoreo y en algunos casos se podrá identificar la especie.

Con este trabajo se contribuye a tener una caracterización de los diferentes alcanos para las plantas potencialmente comestibles del Volcán “Las Palomas”, que corresponde a un ecosistema de pino-encino, ya que cada uno guarda una composición particular.

9. Recomendacion

Hacer el análisis de los alcanos en el tiempo y espacio correspondiente al estudio a realizar para evitar errores por la variación de la concentración de alcanos en las diferentes etapas de crecimiento de las plantas, época del año y parte de la planta, ya que, a pesar de que en esté trabajo no se hizo ninguna evaluación al respecto, en la literatura se mencionan como factores que influyen en el perfil de alcanos.

10. Literatura Citada

- 1.- Rzedowski J. Vegetación de México. México: Limusa, 1978.
- 2.- Comisión Nacional de Ecología. Informe de la situación general en materia de equilibrio ecológico y protección del ambiente, 1989-1990. México (DF): Comisión Nacional de Ecología, 1992.
3. – United Nations Organization. Our common future, The World Commission on Environment and Development. Oxford:Oxford University Press, 1987.
- 4.- Bá M. El Pueblo Maya y el Desarrollo Sustentable. En: Enfoque Sobre el Desarrollo Sustentable. Guatemala: Flacso, 1999: 77-85.
- 5.- Domínguez X. Química Orgánica. México: Cecs, 1980: 549p.
- 6.- Reicosky D, Hanover J. Physiological effects of surface waxes. Light reflectance for glaucous and nonglaucous *Pinus pungens*. *Plant Physiol.* 1978; 62(1):101-104.
- 7.- Jenks M, Joly R, Peters P, Rich P, Axtell J, Ashworth E. Chemically induced cuticle mutation affecting epidermal conductance to water vapor and disease susceptibility in *Sorghum bicolor* (L.) Moench. *Plant Physiology* 1994;105:1239-1245.
- 8.- Dove H, Mayes RW. Plant wax components: A new approach to estimating intake and diet composition in herbivores [Critical review]. *Journal of Nutrition* 1996;126:13-26.
- 9.- Martins H, Elston D, Mayes RW, Milne J. Assessment of the use of n-alkanes as markers to describe the complex diets of herbivores. *Journal of Agricultural Science* 2002; 138: 425-434.
- 10.- Kotb AR, Luckey TD. Markers in nutrition. *Nutr. Abstr. Rev. (Series B)* 1972; 42: 813-844.

- 11.- Dove H Moore AD. Using a least-squares optimization procedure to estimate botanical composition based on the alkanes of plant cuticular wax. *Australian Journal of Agricultural Research* 1995; 46:1535-1544.
- 12.- Carey, F. *Organic Chemistry*. 5th ed. New York: McGraw Hill, 2003.
- 13.- Dove H, Mayes WR. Satellite Meeting: Wild and domestic herbivore diet characterization. 17-19 October 2003. University Cultural Centre. Universidad Autónoma de Yucatán, 2003 87pp.
- 14.- Yurkanis BP. *Organic Chemistry* 5th edition. USA: Pearson Prentice Hall, 2007.
- 15.- Burton DJ, Routh JI. *Química orgánica y bioquímica México*: Mc Graw Hill, 1997.
- 16.- Bailey PSJ, Bailey CA. *Química orgánica. Conceptos y aplicaciones* 5^{ta} ed. México: Pearson Educación, 1998.
- 17.- Kunst L, Samuels A. Biosynthesis and secretion of plant cuticular wax. *Progress in Lipid Research* 2003; 42:51-80.
- 18.- Barnes J, Percy K, Paul N, Jones P, McLaughlin C, Mulineaux P, Creissen G, Wellburn A. The influence of UV-B radiation on the physicochemical nature of tobacco (*Nicotiana tabacum* L.) leaf surfaces. *Journal of Experimental Botany* 1996; 47(294):99-109.
- 19.- Kerstiens G. Cuticular water permeability and its physiological significance. *Journal of Experimental Botany* 1996; 47(305):1813-1832.
- 20.- Barthlott W, Neinhuis C. Purity of the sacred lotus, or escape from contamination in biological surfaces. *Planta* 1997; 202:1-8.
- 21.- Bryselbout C, Henner P, Lichtfouse E. Fossil fuel biomarkers in plant waxes as pollution parameters. *The Science of the Total Environment* 1998; 222:201-204.

- 22.- Furlan C, Santos D, Salatino A, y Domingos M. n-Alkane distribution of leaves of *Psidium guajaba* exposed to industrial air pollutants. *Environmental and Experimental Botany* 2006; 58:100-105.
- 23.- Federle W, Maschwitz U, Fiala B, Riederer M, Hölldobler B. Slippery ant-plants and skilful climbers: selection and protection of specific ant partners by epicuticular wax blooms in macaranga (Euphorbiaceae). *Oecologia* 1997; 112:217-224.
- 24.- Delgado D, Olivera M, Navarro A. Composición de n-alcanos cuticulares en plantas tropicales. Su potencialidad como marcadores para estimar consumo y selección de rumiantes en pastizales. *Rev. Cubana Cienc. Agric* 2000; 34:151-157.
- 25.- Reddy C, Eglinton T, Palic R, Benitez-Nelson B, Stojanovic G, Palic S, Eglinton G. Even carbon number predominance of plant wax n-alkanes: a correction. *Organic Geochemistry* 2000; 31:331-336.
- 26.- Bugalho M, Dove H, Kelman W, Wood J. and Mayes, R. Plant wax alkanes and alcohols as herbivore diet composition markers. *J. Range Manage* 2004; 57:259-268.
- 27.- Brosh A, Henkin Z, Rothman S, Aharoni Y, Orlov A, Arieli A. Effects of faecal n-alkane recovery in estimates of diet composition. *Journal of Agricultural Science* 2003 140:93-100.
- 28.- Kuzyk G, Hudson R. Using n-alkane markers to estimate forage intake of mule deer. *Can. J. Zool* 2003; 84(11):1576-1583.
- 29.- Ali H, Mayes R, Hector B, Verma A, Orskov E. The possible use of n-alkanes, long-chain fatty alcohols and long-chain fatty acids as markers in studies of the botanical composition of the diet of free-ranging herbivores. *The Journal of Agricultural Science* 2005; 143:85-95

- 30.- Dove H, Charmley E. Using the alkanes and long-chain alcohols of plant cuticular wax to estimate diet composition and the intakes of mixed forages in sheep consuming a known amount of alkane-labelled supplement. *Animal* 2008; 2(10):1474-1485.
- 31.- Holechek J, Vavra M, Pieper R. Botanical composition determination of range herbivore diets [A review]. *Journal of Range Management*; 1982 35(3):309-315.
- 32.- McInnis M, Vavra M, Krueger W. A comparison of four methods used to determine the diets of large herbivores. *Journal of Range Management* 1983; 36(3):302-306.
- 33.- Henley SR, Smith DG, Raats JG. Evaluation of 3 techniques for determining diet composition. *J Range Manage* 2001; 54:582-588.
- 34.- González A, Pérez J. Técnica Microhistológica Modificada. México: Universidad Autónoma de Chapingo, 1990.
35. - Dove H, Mayes W. The use of plant wax alkanes as marker substances in studies of the nutrition of herbivores [A review]. *J. Agric. Res* 1991; 42, 913-52.
- 36.- Newman J, Thompson W, Penning P, Mayes R. Least-squares estimation of diet composition from n-alkanes in herbage and faeces using matrix mathematics. *Aust. J. Agric. Res.* 1995; 46:793-805.
- 37.- Mayes RW, Lamb CS, Colgrove PM. The use of dosed and herbage n-alkanes as markers for the determination of herbage intake. *J Agric Sci, Camb* 1986; 107:161-170.
- 38.- Torres RA. Los alcanos en la estimación de consumo de forraje y composición botánica de la dieta de animales en pastoreo. *Téc. Pecu. Méx* 1998; 36(2):151-158.
- 39.- Dove H. Using the n-alkanes of plant cuticular wax to estimate the species composition of herbage mixtures. *Aust J Agric Res* 1992; 43:1711-1724.

- 40.- Rodríguez M, Simoes S, Guimaraes-Junior R. Uso de indicadores para estimar consumo y digestibilidad de pasto, LIPE, lignina purificada y enriquecida, LIPE, Lignina. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 2007; 20:4.
- 41.- Mayes RW, Dove H. Measurement of dietary nutrient intake in free-ranging mammalian herbivores. *Nutr. Res. Rev* 2000; 13:107–138.
- 42.– Ali HAM, Mayes RW, Lamb CS, Hector BL, Verma AK, Orskov. The potential of long-chain fatty alcohols and long-chain fatty acids as diet composition markers: development of methods for quantitative analysis and faecal recoveries of these compounds in sheep fed mixed diets. *J. Agric. Sci., Cambridge* 2004; 142: 71-78.
- 43.- Ordawosky AL, Kronfeld DS, Holland JL, Hargreaves BJ, Gay LS, Harris PA *et al.* Alkanes as internal markers to estimate digestibility of hay or hay plus concentrate diets in horses. *J Anim Sci* 2001; 79:1516-1522.
- 44.- Aguilera BA. Evaluación del efecto de la suplementación de rastrojo amoniado sobre la cinética ruminal y digestibilidad en borregos pelibuey (tesis de maestría). México: UNAM, FES-C, 1988.
- 45.- Ellis WC, Matis JH, Lascano C. Quantitating ruminal turnover. *Fed. Proc* 1979; 38: 2702-2706.
46. - Thewis A, Lefrancois E, Tielemans M.F, Thill N, Andre M. Rate of passage of digesta in sheep. *Anim. Rech. Vet.* 1979; 10:163-165.
47. - Wilkinson JM, Prescott H D. The use of chromic oxide in the measurement of individual feed intake in cattle fed on silage and barley. *Anim. Prod.* 1970; 12: 71-80.
- 48.– Marais JP. Use of markers. In: D’Mello JP, editor. *Farm animal metabolism and nutrition*. New York: CABI, 2000: 255-277.

- 49.- Faichney GJ. The use of markers to partition digestion within the gastro-intestinal tract of ruminants. In: McDonald IW, Warner, editores. Physiology and Metabolism in the Ruminant. Armidale: A.C.I., University of New England, 1975: 277-291.
- 50.- Minson DJ. Effect of chemical composition on feed digestibility and metabolizable energy. Nutr. Abstr. Rev. Series B 1982; 52: 591-615.
- 51.- Shimada, A. Fundamentos de nutrición animal comparativa. México: Asociación Americana de Soya, 1983.
- 52.- Maynard AL, Loosli KJ, Hintz FH, Warner GR. Nutrición Animal. 4^a. ed. México, D. F.: Mac Graw Hill, 1986.
- 53.- Church CD, Pond GW. Fundamentos de nutrición y alimentación de animales México, D. F.: Limusa, 1987.
- 54.- Van-Soest PJ, Uden P, Wrick KF. Critique and evaluation of markers for use in nutrition of humans and farm and laboratory animals. Nutr. Reports. Intern. 1983; 27 (1): 17-28.
- 55.- Tilley JMA, Terry RA. A two-stage technique for the *in vitro* digestion of forage crops. J. Brit. Grassland Soc. 1963; 18: 104-11.
- 56.- Theodorou MK, Williams BA, Dhanoa MS, McAllan AB, France J. A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds. Animal Feed Science and Technology 1994; 48: 185-197.
- 57.- Bochi-Brum O, Carro MD, Valdés C, González JS, López S. Digestibilidad *in vitro* de forrajes y concentrados: efecto de la ración de los animales donantes de líquido ruminal. Arch. Zootec. 1999; 48: 51-61.
- 58.- Toledo V. The biodiversity scenario of Mexico: A review of terrestrial habitats. In: Ramamoorthy T, Bye R, Lot A, Fa J, editores. Biological diversity of Mexico. Origins and distribution. E.U.A.: Oxford University Press, 1993.

- 59.- Challenger A, Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México. pasado, presente y futuro. México: CONABIO, Sierra Madre, Instituto de Biología, 1998.
60. - Leopold AS. Fauna Silvestre de México. México: Pax, 1959.
- 61.- Rzedowski J. Diversity and origins of the phanerogamic flora of Mexico. In: Ramamoorthy T, Bye R, Lot A, Fa J editors. Biological diversity of Mexico. Origins and distribution. E.U.A.: Oxford University Press, 1993.
- 62.– Koeppen W. Climatología con un estudio de los climas de la tierra. México: Fondo de Cultura Económica, 1948.
- 63.- Vitousek P, Mooney H, Lubchenco J, Melillo J. Human domination of earth's ecosystems. Science 1997; 277:494-499.
- 64.- Flores V. Distribución, densidad y conservación del venado cola blanca (*Odocoileus virginianus mexicanus*) en el nor-poniente del estado de Morelos, México (tesis de maestría). México (DF): Instituto de biología UNAM, 2010
- 65.- Galindo-Leal C, Morales C, Weber M. Utilización del Hábitat, Abundancia y Dispersión del Venado de Coues: Un Experimento Semi-natural. In: Vaughan C, Rodríguez M, editores. Ecología y Manejo del Venado Cola Blanca en México y Costa Rica. Costa Rica: EUNA, 1994.
- 66.- Fulbright T, Ortega-S J. Ecología y manejo de venado cola blanca. EUA: Texas A&M University Press, 2007.
- 67.– Tilgham N. Impacts of white-tailed deer on forest regeneration in northwestern Pennsylvania. The Journal of Wildlife Management 1989; 53(3):524-532.
- 68.- Mandujano S, Rico-Gray V. Hunting, use, and knowledge of the biology of the white-tailed deer (*Odocoileus virginianus* Hays) by the Maya of central Yucatán, Mexico. Journal of Ethnobiology 1991; 11(2):175-183.

- 69.- Mandujano S, Gallina S. Densidad del venado cola blanca basada en conteos en transectos en un bosque tropical de Jalisco. *Acta Zoológica Mexicana (Nueva Serie)* 1993; 56:1-38.
- 70.- Villarreal-Espino, O. El Grand-Slam de venado cola blanca mexicano, una alternativa sostenible. *Archivos de Zootecnia* 2002; 51:187-193.
- 71.- Villarreal J. Venado cola blanca. Manejo y aprovechamiento cinegético. 2ª edición. México, N.L: UGRNL, Fundación Produce N. L. A. C., CNOG, 2006.
- 72.- Waller D, Alverson W. The white-tailed deer: a keystone herbivore. *Wildlife Society Bulletin* 1997; 25(2):217-226.
- 73.- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Plan de manejo tipo de venado cola blanca en zonas templadas y tropicales de México. SEMARNAT, 2007. (Disponible en: www.semarnat.gob.mx).
- 74.- Argüelles L. UMAs extensivas de venado cola blanca como instrumento económico de restauración ecológica en el noreste de Morelos (tesis de maestría) México: UNAM, Instituto de Biología, 2008.
- 75.- Rius FD, Barón JL, Sánchez EF, Parras LG. *Bioestadística: Métodos y Aplicaciones*. España: Universidad de Málaga Publicaciones, 1998.
- 76.- Herrera JH, Barreras AS. *Manual de Procedimientos, Análisis Estadísticos de Experimentos Pecuarios (utilizando el programa SAS)*. 2ª ed. México: Colegio de Postgraduados. Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas Campus Montecillo, 2005.
- 77.- Harrington D, Durrel W. *How to identify plants*. The swallow press. USA: Chicago, 1957.
- 78.- Ezcurra E, Gallina S. *Biology and population dynamics of white tailed deer in*

northwestern Mexico. In: Ffolliot P, Gallina S. editores. Deer biology, habitat requirements, and management in western North America. México, Distrito Federal: Instituto de Ecología, 1981. Páginas 77-108

79.- Galindo-Leal, Weber. El Venado de la Sierra Madre Occidental: Ecología, Manejo y Conservación. México: Edicusa-CONABIO- México, 1998. 272 p.

80.- The SAS System for Windows Release 6.12. USA: SAS Institute, Inc. 1998-1996.

81.- Martínez M. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. México: Fondo de Cultura Económica, 1979.

82.- Calderón G, Rzedowski J. Flora Fanerogámica del Valle de México. México: CONABIO, Instituto de Ecología, A. C, 2001.

83.- Cornejo-Tenorio G, Casas A, Farfán B, Villaseñor J, Ibarra G. Flora y vegetación de las zonas Núcleo de la Reserva de la Biósfera México, 2003.

84.- Villaseñor J. Los Géneros de las plantas vasculares de la flora de México. Boletín de la Sociedad Botánica de México, A. C. 2004; 75:105-135.

85.- Sanginés L, Nahed J, Juárez M, Pérez-Gil F. *In vivo* and *in situ* digestibilities and nitrogen balance of *Buddleia skutchii* as a sole component and mixed with *Pennisetum clandestinum* in sheep diets. Small Ruminant Research 2007; 69:129-135.

86.- Martínez JC, Téllez-Valdés O. Listado florístico de la sierra de Santa Rosa, Guanajuato, México. Bol Soc Bot Méx 2004; 74:31-49

87.- Nahed J, Villafuerte L, Grande D, Pérez-Gil F, Alemán T, Carmona J. Fodder shrub and tree species in the highlands of southern Mexico. Animal Feed Science and Technology. 1997; 68:213-223.

- 88.- Swihart RK, Picone PM. Selection of mature growth stages of coniferous browse in temperate forests by white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). American Midland Naturalist 1998; 139: 269-274.
- 89.– Camacho D, Nahed J, Ochoa S, Jiménez G, Soto L, Grande D, Pérez-Gil F, *et al.* Traditional knowledge and fodder potential of the genus *Buddleia* in the highlands of Chiapas, México. Anim. Feed Sci. Technol. 1999; 80:123-134.
- 90.- Leland Russell F, David BZ, Norma L. Fowler effects of white-tailed deer (*Odocoileus Virginianus*) on plants, plant populations and communities [A Review]. American Midland Naturalist 2001; 146 (1):1-26.
91. – Rodriguez-Macías R, Ruíz-López M, García-López P, Zamora-Natera F, Ruíz-Moreno J. Nutritional Potential of *Lupinus exaltatus* Zucc. for use as an alternative crop of high protein content. Memorias de la 11a Conferencia Internacional sobre *Lupinus*. Guadalajara, Jalisco. México, 2005.
- 92.- Zhang Y, Togamura Y, Otsuki K. Study on the n-alkane patterns in some grasses and factors affecting the n-alkane patterns. Journal of Agricultural Science 2004; 142:469-475
- 93.– Bakker ML, Alvarado PI. Alcanos lineales de la cera cuticular de hojas de *Populus alba*, *Populus deltoides* (Salicaceae), *Robina pseudoacacia* (Fabaceae), *Ulmus pumila* (Ulmaceae) y *Fraxinus americana* (Oleaceae) en Tandil, Buenos Aires, Argentina. Darwiniana 2006; 44(1):58-63
- 94.– Chen W, Lefroy RDB, Scott JM, Blair GJ. Field variations in alkane signatures among plant species in ‘degraded’ and perennial pastures on the Northern Tablelands of New South Wales. Aust J Agric Res 1998; 49:263-268.

- 95.– Lin L, Lou H, Zhang Y, Shu B. The effects, in sheep, of dietary plant species and animal live weight on the faecal recovery rates of alkanes and the accuracy of intake and diet composition estimates obtained using alkanes as faecal markers. *Journal of Agricultural Science, Cambridge* 2007; 145:87-94.
- 96.– Englinton G, González AG, Hamilton RJ, Raphael RA, Hydrocarbons constituents of the wax coatings of plants leaves: a taxonomic survey. *Phytochemistry* 1962; 1:89-102.
- 97.– Dyson WG, Herbin GA. Leaf wax alkanes as a taxonomic discriminant for cypresses grown in Kenya. *Phytochemistry* 1968; 7:1339-1344.
- 98.– Montes JS. Determinación del perfil de n-alcános en forrajes de clima semi-árido, templado, tropical húmedo y tropical seco en época de lluvias (tesis de licenciatura). México (DF): Facultad de Medicina Veterinaria, UNAM, 2005.
- 99.- Chanes R. Árboles y arbustos de jardín en clima templado 2ª edición. España: Blume, 1979.
- 100.- Sánchez O. La flora del valle de México 6ª edición. México: Herrerea S.A., 1980.
- 101.- Gutiérrez DG, Grossi MA, Crisci JV. Panorama de la familia Asteraceae (= Compositae) en la República Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 2007; 42(1-2): 113-129, 2007.
- 102.– Torrenegra RG, Robles JC, Pedroza P. terpenos y flavonoides de *Ageratina fastigiata* (H.B.K) King & Robinson. *Revista Colombiana de Química, Bogotá (Colombia)* 1995: 24(1).
- 103.- Villaseñor JL. A new species of *Ageratina* (Asteraceae, Eupatorieae) from northwestern Oaxaca. *Brittonia* 1996; 48(4), 498-500.

- 104.- Monge S. características epidérmicas de dicotiledóneas encontradas en las dietas de herbívoros de la reserva de la biósfera de Ñacuñan (Santa Rosa, Mendoza). *Multequina* 1995; 4, 47-57.
- 105.- Mera LO, Bye RB. La Dahlia, una belleza originaria de México. *Revista Digital Universitaria* 2006; 7(11).
- 106.- Pablo Landázuri & Juan Tigrero 2009. 1. Generalidades. p. 2. P. A. Landázuri & J. O. Tigrero (Eds.). En: *Stevia rebaudiana* Bertoni, una planta medicinal. Bol. Téc. Edición Especial. ESPE. Sangolquí, Ecuador.
- 107.- Diggs GM. A new subspecies and new combinations in *Comarostaphylis* (Ericaceae). *Brittonia* 1986; 34(4): 344-351.
- 108.- Espejo AE, Ramamoorthy TP. Revisión taxonómica de *Salvia* sección *Sigmoideae* (Lamiaceae). *Acta Botánica Mexicana* 1992; 23: 65-102.

11. ANEXO

I. Solución de estándares internos, C₂₂ (n-docosano) y C₃₄ (n-tetratriacontano) en decano (0.3mg/g de cada alcano).

1. Reactivos:

Frasco con 500ml de decano al 99% con densidad de 0.73, frasco con docosano al 99%, frasco con tetratriacontano al 99%.

2. Procedimiento:

2.1 Calcular la concentración del decano:

Si la densidad (peso) es de 0.73g, la masa se calcula al sustituir m en la fórmula: $m = \rho v$ al despejar de $\rho = \frac{m}{v}$, por lo tanto es $0.73\text{g} \times 500\text{ml}$ lo que da igual a 365g/ml de decano en 500ml.

2.2 Concentración deseada: 0.3mg de cada estándar por gramo de decano,

$0.3 \times 365 = 109.5$, 109.5mg de docosano y 109.5mg de tetratriacontano en 500ml de decano.

2.3 Pesar cada uno en balanza analítica y agregar al decano. Agitar calentando a una temperatura de 50°C por 15min.

II. Solución de Hidróxido de Potasio (KOH) 1M

1. Reactivos:

KOH P.M. 56.11; Pureza 85%; Cantidad de agua 15%

1L de etanol.

2. Procedimiento:

Pesar 68.71g de KOH, agregarlos a 700ml de etanol, agitar con “mosca” durante una hora (o hasta que disuelva), ya disuelto y frío, aforar a 1 litro.

III. Técnica para el análisis de alcanos

1. Material y reactivos

1.1 Material:

- Tubo de cultivo: vial de cristal con tapa de rosca, capacidad de 4mL.
- Micropipeta con capacidad de 50-1000 μ L.
- Punta de micropipeta de 50-1000 μ L.
- Pipeta volumétrica de 2mL.
- Plancha de calor seco Pierce.
- Termómetro (especial para la plancha de calor).
- Aereador (en la plancha de calor).
- Campana de extracción.
- Dispensador automático para 5mL.
- Agitador Thermolync, Maxi Mix.
- Pipeta pasteur.
- Columna de sílica gel.
- Cámara de vacío de 12 puertos para filtros de sílica gel desechables, VisiprepTM SPE (Supelco).
- Viales (2mL) para cromatografía de gases.
- Insertos de 50 μ L

1.2 Reactivos:

- Solución de estándares internos (C_{22} y C_{34} (Anexo I)).
- Solución de KOH etanólico (Anexo II).
- N_2
- Agua destilada.
- N-heptano J.T. Baker.
- Dodecano.

2. Procedimiento:

2.1 Saponificación

Se pesan 0.2g de material seca de la muestra de forraje y se colocan en un tubo de cultivo, se agregan 0.150mL de solución de estándar interno y 1.5mL de solución de KOH 1M.

Se tapan los tubos y se colocan en una plancha de calor seco a una temperatura de 90°C dentro de una campana de extracción por 16hrs. En esta fase se remueven los ácidos grasos.

2.2 Obtención de la fase orgánica

Después de enfriar parcialmente a 50-60°C y manteniendo esa temperatura, se agrega a los tubos 1.7mL de n-heptano con dispensador automático, se tapan y se agitan ligeramente, se agregan 0.7mL de agua destilada, se tapan y se agitan vigorosamente.

Al separarse las capas, se extrae la capa superior (no acuosa) y se transfiere a un nuevo vial (previamente identificado) de cultivo con una pipeta Pasteur.

Se agregan al primer tubo 2mL de n-heptano, se agita, y al separarse las capas, se repite la extracción adhiriendo la capa superior al nuevo vial.

La solución obtenida se evapora a 90°C, sobre la plancha de calor seco, con un aereador que le proporcione atmósfera de N₂.

2.3 Filtrado

Ya evaporada la solución, y manteniendo una temperatura de 50-60°C, se reconstituye con 0.3mL de n-heptano, se toma con una micropipeta y se vacía en la columna de silica gel previamente mojada con 1mL de n-heptano para facilitar el paso del filtrado y ya colocado en la cámara de vacío, se agregan 2.5 mL de n-heptano hasta observar que ha pasado todo el contenido del vial.

El filtrado se evapora a 50-60°C en la plancha de calor seco con atmósfera de N₂ en la campana de extracción.

En esta fase, se separan los alcanos de los pigmentos y de los alcoholes de cadena larga.

2.4 Preparación para el cromatógrafo de gases.

Una vez evaporado, (manteniendo una temperatura de 50-60°C) se agregan 0.2mL de dodecano a cada tubo y se transfiere al inserto y éste se introduce al vial de 2mL y se tapa.

IV. Inyección

Para la inyección de la muestra, se toman 2µL del vial, con una jeringa x y se inyectan en un cromatógrafo de gases Varian Star 3400 CX series, equipado con una columna capilar DB-5 de 30m de largo, 0.25mm de diámetro interno y 1µm de película, con detector de ionización de flama (aire comprimido extra seco INFRA; hidrógeno cromatográfico pureza 99.998%-INFRA). Temperatura del inyector y del detector: 300°C. La rampa de temperatura de la columna es la siguiente: 80°C por 0.5min; sube 8°C cada 8min hasta 250°C, se mantiene durante 1min; aumenta 35°C cada min hasta

325°C y se mantiene 1min. Se utiliza nitrógeno (cromatográfico, pureza 99.998%-INFRA) como gas acarreador a un flujo de 8psi.

V. Preparación de curva de estándares

Se obtuvo una mezcla de estándares con concentración conocida (Cuadro A), con el tetratriacontano (C₃₄) a una concentración aproximada a 0.3mg/mL de solución. Para la preparación se utilizaron los diferentes alcanos del octadecano (C₁₈) al hexatriacontano (C₃₆) disponibles en dos presentaciones, sólido y líquido. De los sólidos, se pesó aproximadamente 3.0mg (Cuadro B) y se disolvió en 1mL de hexano grado cromatográfico, una vez disuelto, se tomó la cantidad suficiente para llegar a la concentración deseada (Cuadro C); asimismo, de los alcanos en presentación líquida, se tomo la cantidad requerida (Cuadro C).

Cuadro A. Mezcla de estándares con su concentración final.

Alcano	Concentración (mg/ml de solución)
C ₁₈	0.49
C ₂₀	0.49
C ₂₁	0.30
C ₂₂	0.49
C ₂₃	0.27
C ₂₄	0.88
C ₂₅	0.30
C ₂₆	0.39
C ₂₇	0.33
C ₂₈	0.68
C ₂₉	0.33
C ₃₀	0.68
C ₃₁	0.27
C ₃₂	0.29
C ₃₃	0.26
C₃₄	0.29
C ₃₅	0.32
C ₃₆	0.27

Cuadro B. Cantidad de alcano en presentación solida (mg), mezclada en 1mL de hexano (grado cromatográfico).

n-Alcano	Peso (mg)
C ₂₁	2.7
C ₂₃	2.8
C ₂₅	3.0
C ₂₇	3.0
C ₂₉	2.9
C ₃₁	2.8
C ₃₃	3.3
C ₃₅	2.8
C ₃₆	3.2

Cuadro C. Cantidad de alcano liquido (μ L) tomado para preparar la mezcla final.

n- Alcano	Cantidad (μl)
C ₁₈ -C ₂₄	10
C ₂₁	115
C ₂₃	100
C ₂₄ -C ₃₀	40
C ₂₅	103
C ₂₇	113
C ₂₉	117
C ₃₁	100
C ₂₈ -C ₃₄	30
C ₃₃	82
C ₃₅	118
C ₃₆	87

Para realizar la curva de calibración, se inyecta 1 μ L de la mezcla, varias veces hasta hacer coincidir la concentración calculada con la obtenida en el cromatógrafo, cuando se tiene la mezcla adecuada, se programa el cromatógrafo para hacer el cómputo final.

VI. Descripción e imagen de las especies halladas en la zona de estudio.

1. Familia *Agavaceae* (Agaváceas)

Plantas monocotiledóneas distribuidas más o menos por todo el mundo y especialmente diversas en México. Muchos miembros de esta familia son arborescentes, como el árbol de Josué (una especie de *Yucca*). Las hojas son muchas veces grandes, xeromórficas, fibrosas o raramente suculentas, en rosetas en la base o el final de las ramas.¹⁰⁰

1.1 *Furcraea parmentieri* (Palma, Yuca) (Figura 9)

Perigonio sin tubo, con los segmentos extendidos e iguales. Estambres 6, con los filamentos abultados hacia la mitad interior, insertos en la base del perigonio y más corto que éste; ovario trilocular, con muchos óvulos biseriados en cada cavidad; estilo corto y estigma pequeño. Cápsula trivalva, con semillas abundantes, plano-comprimidas. Plantas leñosas, de tallos erguidos, algo semejantes en su aspecto a las yucas, con las hojas planas, fobrosas y las flores dispuestas en panoja grande piramidal. Comprende unas 10 especies en México y Centroamérica.¹⁰⁰



Figura 9. *Furcraea parmentieri* (Palma, Yuca)

2. Familia *Asteraceae* (Asteráceas)

También llamadas Compuestas, familia que incluye desde pequeñas hierbas que miden desde 1cm hasta árboles de más de 30m. las flores se disponen de forma sécil sobre un receptáculo ensanchado. Consta de más de 1700 géneros con 24,000 a 30,000 distribuidas en todo el mundo.¹⁰¹

2.1 *Ageratina* sp.

Arbusto muy ramificado, perenne, mide de 30-70cm de altura, hojas opuestas de 15-33mm con inflorescencias blancas y olorosas, ligeramente lisas^{102,103} (Figura 10)



Figura 10. *Ageratina* sp.

2.2 *Baccharis conferta* (Escobilla, Hierba del carbonero)

Arbusto ramoso de unos 2m., con hojas cuneadas o rómbicas, de 1-2cm., el borde con 3-5 dientes; flores en cabezuelas sésiles, con el vilano blanco-piloso (Figura 11).

Baccharis conferta H.B.K.- Compuestas. Valle de México, Morelos, Veracruz, Hidalgo, etc., en lugares montañosos y fríos. (Ramírez y Alcocer). Otros nombres: escoba, hierba del carbonero, tepopote.⁸¹



Figura 11. *Baccharis conferta* (Escobilla, hierba del carbonero)

2.3 *Conyza sp.*

Hierba con estomas ranunculáceos, pelos uniseriados, con célula basal ancha y célula apical terminada en punta.¹⁰⁴ (Figura 12)



Figura 12. *Conyza sp.*

2.4 *Dahlia merckii* (Dalia)

Plantas herbáceas o arbustivas (Figura 13), a veces epífitas o trepadoras; anuales, su follaje desaparece en invierno. Sus raíces son tuberosas; tallos huecos. Flores (Figura 14) compuestas, liguladas (forma de lengua), de color blanco, morado, amarillo o rojo. Los frutos son secos de una sola semilla e indehiscentes de forma oblanceolada.¹⁰⁵



Figura 13. *Dahlia merckii* (Dalia)

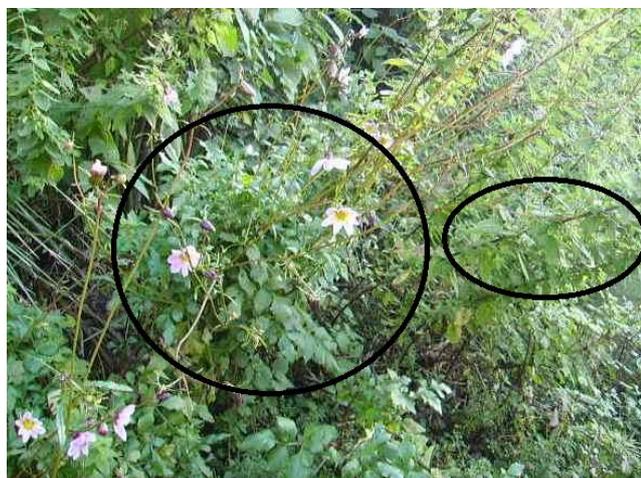


Figura 14. *D. merckii*, flores liguladas color morado

2.5 *Senecio barbajohanis* (Barba de San Juan de Dios)

Arbusto de 2-3m.; ramas tomentosas; hojas ovadas u oblongas (Figura 15) de 5-15cm. de largo por 3.9 de ancho, mucronadas y dentadas, tomentosas abajo, flores en cabezuelas amarillas. *Senecio barba-johannis* DC.-Compuestas. Hidalgo. (Ramírez y Alcocer).⁸¹



Figura 15. *Senecio barbajohanis* (Barba de San Juan de Dios), derecha: hojas ovadas.

2.6 *Senecio cinerarioides* (Jarilla)

Arbustito de 1-2.5m. de forma esférica rastrera con las ramillas estiradas y tomentulosas; hojas sésiles, angostamente lanceoladas (Figura 16) de 5-18cm., agudas, enteras o denticuladas, blanco-tomentosas abajo; flores en cabezuelas amarillas (Figura 16) de 1-5 cm de ancho, en pequeños racimos. *Senecio cinerarioides* H.B.K.-Compuestas. Hidalgo, México. (Martínez).^{81,99}



Figura 16. *Senecio cinerarioides* (Jarilla), izquierda: hojas lanceoladas. Derecha: flores en cabezuelas amarillas

2.7 *Stevia sp.*

Planta herbácea (Figura 17), perenne, tallo erecto subleñoso, pubescente. Raíz pivotante, filiforme. Hojas elípticas, ovales o lanceoladas, algo pubescentes; con disposición opuesta en estados juveniles, alternas cuando llegan a la madurez. Flor hermafrodita, pequeña, blanquecina, corola tubular. El fruto es aquenio que puede ser claro u oscuro, diseminado por el viento.¹⁰⁶

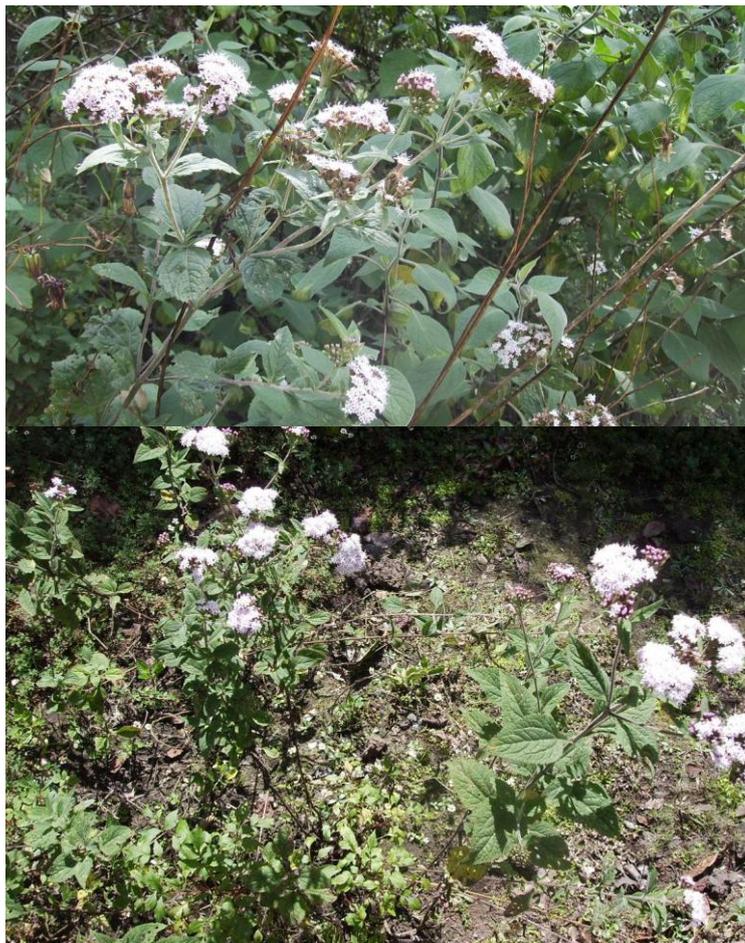


Figura 17. *Stevia sp*

3. Familia *Betulaceae* (Betuláceas)

Arboles o arbustos con las hojas alternar, dentadas o aserradas y los estípulos libres y caedizas. Flores unisexuales, monoicas, agrupadas en amentos terminales o laterales. El fruto es un conillo con las brácteas lignificadas, generalmente persistentes. La familia comprende 6 géneros y más de 100 especies. Los géneros más comunes son *Betula* y *Alnus*. Las betuláceas tienen la corteza astringente y amarga, un poco acre y resinosa en algunas especies. Todas producen maderas más o menos apreciables.¹⁰⁰

3.1 *Alnus jurullensis* (Aile)

Árbol (Figura 18) de 3 a 6m. de corteza lisa, gruesa y rojiza por dentro; hojas oblongas u obovadas (Figura 18), aserradas de 7-13cm; flores apétalas, unisexuales; fruto con conito escamoso. *Alnus jurullensis*. H.B.K.- Betuláceas. Jalisco a Veracruz y Oaxaca. (Standley).⁸¹



Figura 18. *Alnus jurullensis* (Aile). Izquierda: árbol; derecha: hojas ovadas.

4. Familia *Boraginaceae*

Hierbas, arbustos o árboles, generalmente cubiertos de pelos asperos. Hojas alternas, simples, sin estípulas. Flores actinomorfas, hermafroditas, agrupadas frecuentemente en cimas escorpioideas. Cáliz de 5 divisiones, herbáceo, persistente, algunas veces acrescentado en la fructificación. Corola simpétala, 5-lobulada, con el tubo de longitud variada, caediza, imbricada o contorneada. Fruto drupáceo, de 2-4 cavidades, o bien se deshace en 4 coquitos. La familia se compone en 100 géneros y 2000 especies.¹⁰⁰

4.1 *Lithospermum distichum*

Hierba que mide 30-60cm de altura, cubierta de abundantes pelos ásperos. Hojas espatuladas, alternas, sésiles, romas, miden 5-6cm de largo por 1-4cm de ancho (Figura 19). Flores blancas, de 7-8mm de largo, agrupadas en cimas terminales.¹⁰⁰



Figura 19. *Lithospermum distichum*

5. Familia *Caryophyllaceae*

Hierbas anuales o perennes, con las hojas simples, opuestas, frecuentemente estipuladas. Flores actinomorfas pentámeras, hermafroditas, solitarias o agrupadas en cimas. Sépalos libres o unidos en tubos, imbricados. Corola de pétalos, unguados, libres. Estambres 8 a 10, hipóginos, con los filamentos libres y las anteras biloculares y dehiscentes por líneas longitudinales. Gineceo súpero, formado de 5 carpelos. Familia que consta de más de 80 géneros y 2,100 especies.¹⁰⁰

5.1 *Stellaria cuspidata* (Figura 20)

Estilos 3. Cápsula ovoidea, abre en valvas hasta la base, sépalos 5, libres pétalos blancos, bífidos. Estambres 10, hipóginos o algo periginos. Disco apenas aparente. Ovario unilocular, con muchos óvulos. Hierbas con las hojas opuestas sin estípulas.¹⁰⁰



Figura 20. *Stellaria cuspidata*

6. Familia *Cistaceae*

Hierbas o arbustos, con las hojas opuestas o alternas, simples, estipuladas. Flores actinomorfas, hermafroditas, solitarias o cimosas. Cáliz de 3-5 sépalos desiguales, de los cuales, los exteriores son menores. Corola de 5 pétalos caducos o contorneados. Fruto capsular, multiseminado, dehiscente en 3 valvas. Esta familia comprende unos 8 géneros y 170 especies.¹⁰⁰

6.1 *Helianthemum glomeratum* (Juanajuana, Juanita, Cenicilla)

Arbustito ceniciente de unos 50cm. o menos, con hojas alternas, oblanceolado-oblongas o lanceolado-espátuladas, de 1-3cm.; flores amarillas (Figura 21) con 5 sépalos y 5 pétalos, y estambres numerosos; algunas flores no se abren; fruto; una cápsula trivalvada de 6mm. Sonora y Chihuahua a San Luis Potosí, Morelos y Oaxaca. (Standley).⁸¹



Figura 21. *Helianthemum glomeratum* (Juanajuana), flores amarillas.

7. Familia *Crassulaceae*

Hierbas o arbustos, usualmente suculentos, con las hojas opuestas o alternas, enteras y sin estípulas. Flores actinomorfas, hermafroditas, solitarias o en inflorescencias cimosas o racimosas. Sépalos persistentes, 4-5, libres o unidos formando un tubo. Estambres en igual número o doble que los pétalos, con filamentos libres y las anteras biloculares, introrsas, de dehiscencia longitudinal. Los frutos son folículos membranosos, dehiscentes por valvas, con numerosas semillas pequeñas. Se consideran en esta familia, unos 33 géneros y más de 1300 especies. La mayor parte en África del Sur.¹⁰⁰

7.1 *Sedum bourgaei* (Texiötl)

Hierbas o arbustos anuales, bianuales o perennes, con los tallos carnosos y las hojas alternas rara vez opuestas, planas o cilíndricas y las flores cimosas (Figura 22).⁹⁷ Planta herbácea de 50-60cm., compuesta de tallos decumbentes o erectos de 2-3mm de grueso, ramificados, lisos, con las ramitas nuevas pilosas.; hojas lineares de 10mm, planoconvexas o biconvexas; flores rosadas, en grupos terminales. *Sedum bourgaei* Hemsl.- Crasuláceas (Reko).^{81,100}



Figura 22. *Sedum bourgaei* (Texiötl)

8. Familia *Ericaceae*

Plantas herbáceas o leñosas, frecuentemente arbustos o árboles. Hojas alternas, coriáceas, siempre verdes, sin estípulas. Flores actinomorfas, algunas cigomorfas, hermafroditas, solitarias, axilares o agrupadas en racimos o panículas. Cáliz persistente de 4-5 sépalos. El fruto es una cápsula, una baya o una drupa. Esta familia comprende unos 70 géneros y más de 1900 especies ampliamente distribuidas en todo el mundo, especialmente en zonas montañosas.¹⁰⁰

8.1 *Arbustus xalapensis* (Madroño)

(Chihuahua, México, Durango, Oaxaca). Arbusto o árbol hasta de 15m. de corteza rojiza que se desprende en láminas apergaminadas; hojas oblongas ovadas a oblongas u ovales de 3-10cm., a veces aserradas y tormentosas abajo (Figura 23); flores blancas en forma de jarrita; fruto una maya globosa, roja de 8mm. *Arbustus xalapensis*. H.B.K.. Ericáceas. Chihuahua y Nuevo León a Veracruz y Oaxaca, Sinaloa. (Standley).⁸¹



Figura 23. *Arbustus xalapensis* (Madroño). Izquierda: árbol; derecha: hojas ovadas.

8.2 *Comarostaphylis discolor* (Huejote)

El género *Comarostaphylis*, incluye 10 especies, se caracterizan por la presencia de un fruto jugoso, papiloso superficial de color púrpura oscuro o negro. Las hojas son cuneadas, con orientación horizontal (Figura 24).¹⁰⁷



Figura 24. *Comarostaphylis discolor* (Huejote)

8.3 *Prenettya prostrata* (Trueno) (Figura 25)

Cáliz de 5 lóbulos libres, corola urceolada, ovoidea con 5 dientes cortísimos. Estambres 10, insertos en la base de la corola; anteras con 2 apéndices pequeños, derechos. El fruto es una baya polisperma.⁸¹



Figura 25. *Prenettya prostrata* (Trueno)

9. Familia *Fagaceae*

Plantas leñosas, de hojas alternas, rígidas, caducas, enteras, lobuladas o partidas, con estípulas caedizas. Flores unisexuales, monoicas con un perigonio verdoso sencillo. El fruto es una bellota, unilocular, monosperma por aborto. Representada en México por dos géneros: *Quercus* (Encinos) y *Fagus* (Haya).¹⁰⁰

9.1 *Quercus laurina* (Encino laurelillo)

Árbol de 10-25 m; hojas anchamente lanceoladas u oblanceoladas de 3-6 cm, ápice agudo y base redondeada, borde entero con 1-2 dientes cerca del ápice, lisas y brillantes arriba y opacas abajo (Figura 26); fruto solitario o por pares; cúpula hemisférica; bellota ovoide incluida en medio (Ramírez y Alcocer citados por Martínez, 1979).⁸¹



Figura 26. *Quercus laurina* (Encino laurelillo). Izquierda: árbol; derecha: hojas.

10. Familia *Geraniaceae*

Plantas herbáceas o semileñosas, con las hojas opuestas o alternas, lobuladas o partidas, estipuladas. Flores hermafroditas, actinomorfas, rara vez cigomorfas, axilares y solitarias o en inflorescencias terminales, cimoso-umbeladas. Corola de 5 pétalos imbricados, rara vez contorneados. El fruto se deshace en 5 esquizocarpos monospermos, que se sueltan del eje, alargado en la fructificación. Esta familia está formada por unos 11 géneros y más de 850 especies; la mayor parte distribuidas en regiones templadas y frías.¹⁰⁰

10.1 *Geranium* sp. L.

Plantas generalmente herbáceas (Figura 27), anuales o perennes, con las hojas estipuladas, pentalobuladas o profundamente palmeado-partidas. Inflorescencias axilares o terminales, con 1-2 flores, hasta multifloras. Varias especies.¹⁰⁰



Figura 27. *Geranium* sp.

11. Familia *Lamiaceae*

Hierbas anuales o perennes, con los tallos frecuentemente prismático-cuadrangulares. Hojas opuesto-cruzadas, sésiles, pecioladas, simples, con el borde crenado o aserrado. Flores cigomorfas, rara vez actinomorfas, hermafroditas, agrupadas en inflorescencias, cada agrupación se llama verticilastro, estos pueden estar separados entre sí a lo largo de las ramas, pero en ocasiones se encuentran próximos y la inflorescencia parece continua. El fruto se deshace en 4 frutitos parciales, en forma de nuececitas. Esta familia cuenta con más de 170 géneros y unas 3000 especies en las regiones templadas y cálidas.¹⁰⁰

11.1 *Salvia elegans* (Salvia roja)

Hierba ramosa, perenne, que mide 1.50m de altura, cubierta de pelillos cortos glandulosos (Figura 28). Hojas aovado-lanceoladas, pecioladas, con la base cuneada, el ápice agudo y el borde aserrado, miden 3-6cm de largo, por 2-4cm de ancho, la cara superior de color verde oscuro, la inferior más clara, ambas vellosas, racimo terminal interrumpido, de 10-20cm de largo, con los verticilastros de 2-4 flores, distantes entre sí 2-3cm, corola esbelta, roja de 3.5cm de largo.¹⁰⁰



Figura 28. *Salvia elegans* (Salvia roja), flores rojas

11.2 *Salvia helianthemifolia*

Las hierbas del género *Salvia*, son sufrútices, perennes, ramificación principalmente basitópica. Las ramas, las hojas y los pedúnculos primarios de la inflorescencia son opuestos y decusados (Figura 29). Raíces leñosas, cilíndricas, fisuradas y más o menos extendidas. Fruto cenobio, tetraqueno que se divide en cuatro clusas libres, indehiscentes, elipsoides y de color pardo, pardo manchado o grisáceo, encerradas en cáliz acrescente.¹⁰⁸



Figura 29. *Salvia helianthemifolia*

11.3 *Salvia polystachya* (Achichía, Chía) Ort.

Hierba perenne, ramosa con las ramas pubescentes, mide de 1-2m de altura. Hojas ovales, acuminadas, obtusas o redondeadas en la base, el borde aserrado, miden de 5-10cm de largo por 4.6cm de ancho, lisas en la cara superior, poco pilosas o lisas en el inferior, racimo terminal o axilar, en apariencia interrumpida, de 5-7cm de largo, con los verticilastrosos muy próximos formados por 6- 9 flores. Corolas azules, con el tubo de 5-7cm.¹⁰⁰ (Figura 30)



Figura 30. *Salvia polystachya* (Achichía, chía)

12. Familia *Leguminosae*

Hierbas o plantas leñosas, con las raíces provistas de nudosidades debidas a la simbiosis con las bacterias del género *Rhizobium*. Hojas generalmente alternas, compuestas, estipuladas. Flores cigomorfas o actinomorfas, normalmente hermafroditas con prefloración valvar o atejada. El fruto típicamente es una legumbre con una o varias semillas, dehiscente o indehiscente. Es una familia amplia, que cuenta con más de 550 géneros y unas 15000 especies, repartidas en todo el mundo. Plantas frecuentes de cultivo, son: frijol, haba, lenteja, chícharo, garbanzo, cacahuate, alfalfa, colorín.¹⁰⁰

12.1 *Lupinus sp. L (Lupina)*

Plantas herbáceas, generalmente robustas, rara vez arbustos, comunes en zonas montañosas entre los 2500 y los 3500 msnm. Flores en racimos largos, formados por verticilos superpuestos. Éste género tiene unas 150 especies, ampliamente distribuidas en toda América. Algunas especies se llaman vulgarmente “garbancillos”.¹⁰⁰ (Figura 31)



Figura 31. *Lupinus sp.*

13. Familia *Loganiaceae*

Arbustos o árboles, con las hojas simples, opuesto cruzadas, unidas basalmente por una línea o una aurícula. Flores actinomorfas o ligeramente cigomorfas, hermafroditas, en inflorescencias cimoso-paniculadas. El fruto es una cápsula septicida, rara vez una baya o una drupa. Comprende 32 géneros y unas 800 especies, preferentemente tropicales y subtropicales.¹⁰⁰

13.1 *Buddleia parvifolia* (Tepozan de cerro)

Arbusto o arbolillo de 1-6m. de hojas pecioladas o sésiles, angostamente lanceoladas a ovadas, de 2-10cm., agudas, aserradas o enteras, densamente tomentulosas abajo; flores en cabezuelas colocadas en panículas. *Buddleia parvifolia* H.B.K.- Loganiáceas. Sinaloa y Jalisco a Durango, San Luis Potosí, México, Morelos y Oaxaca. (Standley).⁸¹



Figura 32. *Buddleia parvifolia* (Tepozan de cerro)

14. Familia *Onagraceae*

Hierbas anuales o perennes, rara vez arbustos, con las hojas simples, opuestas o alternas, sin estípulas. Flores actinomorfas o cigomorfas, hermafroditas, agrupadas en espigas o racimos. Fruto capsular, baya o nuez; semilla paqueñas, lisas, aladas o provistas de un mechón de pelos. Esta familia cuenta con más de 20 géneros y unas 650 especies, distribuidas en todo el mundo, especialmente en zonas templadas de América.¹⁰⁰

14.1 *Fuchsia microphylla* H. B. K. (Perlilla)

Arbusto que mide 1-2m de altura. Hojas ovadas, que miden 5-20mm de largo, obtusas o agudas, finamente aserradas, glabras o escasamente pilosas. Flores rojas (Figura 33), que miden 10-14mm de longitud, con el tubo calcinal y el ovario glabros. Agosto a octubre, crece en zonas boscosas.¹⁰⁰



Figura 33. *Fuchsia microphylla* (Perlilla). Flores rojas.

14.2 *Lopezia racemosa* Cav. (Alfilerillo, Hierba del golpe)

Hierba erecta, ascendente, pilosa, con las hojas pecioladas. Limbo elíptico-lanceolado, con la base redondeada u obtusa, ápice acuminado y borde crenado-dentado. Racimos largos, de 7-10cm con las brácteas de 6-10mm. Flores rojas (Figura 34). Junio-octubre, es una maleza mexicana.¹⁰⁰



Figura 34. *Lopezia racemosa* (Alfilerillo, Hierba del golpe).

14.3 *Oenothera purpusii* L.

Flores actinomorfas. Cáliz con el tubo largo, con 4 divisiones. Pétalos 4. Estambres 8, con las anteras dorsifijas. Ovario tetracarpelar, multilobulado; estilo simple; estigma dividido en 4 ramitas. Cápsula dehiscente en 4 valvas; semillas sin pelos. Hierbas con hojas alternas, enteras o partidas; flores con las corolas blancas, rosadas o amarillas.¹⁰⁰
(Figura 35).



Figura 35. *Oenothera purpusii*

15. Familia *Pinaceae*

15.1 *Pinus* sp. (Ocote)

Árboles más o menos resinosos de hojas en forma de agujas, según las especies, en grupos de 3 a 6, en pocos casos, 1,2 o más de 6, protegidas en su base por una vaina persistente o caediza (Figura 36). Del tronco de muchos pinos se obtiene resina que a su vez produce aguarráz y brea, algunos tienen semillas comestibles (piñones) y la mayoría producen madera muy estimada.⁸¹



Figura 36. *Pinnus* sp (Ocote)

16. Familia *Poaceae* [*Graminae* (Gramíneas)]

Plantas herbáceas, anuales o perennes, rizomatosas, de tallos ascendentes, erectos o tendinosos y estoloníferos, huecos o llenos de tejido esponjoso, pocas veces macizos, cilíndricos, divididos en nudos y entrenudos. En los nudos nacen las hojas alternas, dísticas, acintadas y envainantes; la línea de separación entre la vaina y el limbo, presenta una pequeña saliente llamada lígula, reducida a veces a un anillo y en raros casos ausente. Flores inospicuas, hermafroditas, rara vez unisexuales. Una flor completa consta de fuera hacia adentro de las siguientes partes: glumas, que son dos brácteas membranosas, rara vez tres, dísticas, la inferior se llama lemma y la superior se llama pálea. La lemma, la pálea y la flor constituyen una espiguilla, arreglada sobre un pequeño eje llamado requilla. Estas pueden ser unifloras, bifloras o multifloras. Las espiguillas sésiles, se agrupan en tres espigas, cuando están sobre pediculos delgados, largos, sencillos o ramificados, constituyen una panoja o panícula. El fruto es una cariopsis.¹⁰⁰ Es una familia importante, comprende 400 géneros con las de 6000 especies, se utilizan en la alimentación humana y animal.¹⁰⁰

Consta de varias subfamilias, entre ellas se encuentra **la *Pooidae* (Poáceas).**¹⁰⁰

16.1 *Muhlenbergia macroura* (Zacate malinali)

Especie de pasto de 60cm. a 1m. con hojas lineares, plantas, con nervaduras paralelas; inflorescencia en panícula densa de color grisáceo (Figura 37). La raíz es fibrosa, con hebras de 30cm. por término medio; con estas fibras se fabrican cepillos para piso, escobas, etc. *Muhlenbergia macroura* (H.B.K) Hitch.- Gramíneas. Distrito Federal, México, San Luis Potosí, Morelia, Michoacán, Chihuahua, etc.⁸¹



Figura 37. *Muhlenbergia macroura* (Zacate malinali)

16.2 *Stipa ichu* (Zacate Ichú)

Stipa ichu (Ruiz et Pavón). Kunth.

Hierba cespitosa (Figura 38) que mide de 30 a 70cm, de 1.20m de altura. Tallos de color verde claro, lampiño, lustroso. Hojas muy delgadas, filiformes, principalmente radicales, punzantes, de 10 a 15 cm de largo, panícula angosta de 5 a 8 cm, envainadas de ramificaciones cortas, y floríferas en la base; glumas hialinas, aleznadas e iguales. Florece de agosto a septiembre, abunda en lugares abiertos y elevados.¹⁰⁰



Figura 38. *Stipa ichu* (Zacate ichu).

17. Familia Rosaceae**17.1 *Alchemilla procumbens* Rose.**

Hierba tendida, de tallos delgados, flexibles, con las hojas sedosopubescentes, alternas, palmi-compuestas; foliolos obovados, agudos en la base, aserrados hacia el ápice, miden unos 2cm de largo (Figura 39). Flores verdosas, pequeñas de 2-3mm agrupadas en inflorescencias cimosas en las axilas de las hojas.¹⁰⁰



Figura 39. *Alchemilla procumbens*

18. Familia *Solanaceae*

Hierbas o plantas leñosas con las hojas alternas, simples, sin estípulos. Flores actinomorfas o ligeramente cigomorfas, hermafroditas, solitarias en las axilas de las hojas o en apariencia cimosa. Cáliz persistente 5-partido o 5-dentado, a veces acreciente. Corola gamopétala, pentalobulada, tubular, infundibuliforme o estrellada, de prefloración atejada. Fruto capsular o abayado. Esta familia consta de 90 géneros y más de 2000 especies distribuidas en zonas templadas y tropicales del mundo.¹⁰⁰

18.1 *Physalis coztomatl* (Tomate, Coztomate)

Especie de tomate de cáscara. Planta herbácea de más o menos un metro; hojas pecioladas, ovadas, pubescentes, flores solitarias, monopétalas, amarillentas con manchas en la base (Figura 40); fruto una baya globosa, amarilla, dulzona, cunierta por el cáliz persistente. *Physalis coztomatl* Moc. Et Sess.- Solanáceas. (Ramírez y Alcocer).⁸¹



Figura 40. *Physalis coztomatl* (Tomate, Coztomate)

18.2 *Solanum* sp. (Huele)

Flores actinomorfas o algo cigomorfas. Caliz 5-partido o 5-dentado. Corola dentada, con el tubo muy corto y el limbo abierto. 5-dentado o 5 partido. El fruto es una baya bilocular, multiseeminada a veces bastante seca. (Figura 41) Hierbas o plantas arbustivas armadas de espinas o inermes, con las hojas enteras partidas o pinada y las flores dispuestas en cimas extraaxiales. Es un género amplio cullas especies habitan regiones cálidas y templadas de todo el mundo.¹⁰⁰



Figura 41. *Solanum* sp (Huele)

19. Familia *Saxifragaceae* (Saxifragáceas)

Hierbas, arbustos o arboles con las hojas alternas u opuestas sin estípulas. Flores actinomorfas, hermafroditas, rara vez solitarias, agrupadas en inflorescencias cimosas o racimosas. Pétalos 4-5 alternos a las divisiones del cáliz, insertos en el tubo calicinal persistentes o caedizos. Familia formada por 80 géneros y más de 1200 especies distribuidas en todo el mundo.¹⁰⁰

19.1 *Ribes ciliatum* (Sarahuacho, Ciruelillo)

Arbusto con hojas suborbiculares de 3-5cm. de ancho, con 3-5 lóbulos pubescentes abajo, flores blanco-verdosas, aromáticas, pentámeras, en racimos colgantes; ovario ínfero; fruto una baya de 8mm., comestible, con varias semillas.⁸¹ (Figura 42)



Figura 42. *Ribes ciliatum* (Sarahuacho, Ciruelillo)

20. Familia *Umbelliferae* (Umbelíferas)

Plantas herbáceas o semileñosas, con las hojas alternas, frecuentemente divididas, sin estípulas. Flores actinomorfas o cigomorfas por desarrollo desigual de los pétalos, completas, hermafroditas, agrupadas en umbelas sencillas, más frecuentemente compuestas. Cáliz reducido, unido al ovario, con 5 dientes. Corola de 5 pétalos libres, cóncavos, valvados o imbricados. El fruto está compuesto por 2 mericarpos indehiscentes; semillas con endospermo abundante y embrión pequeño. Las umbelíferas comprenden unos 200 géneros y 2900 especies, distribuidas en todo el mundo. Algunas son plantas de cultivo como la zanahoria, el perejil y el cilantro.¹⁰⁰

20.1 *Eryngium* sp. L. (Hierba del sapo)

Cáliz de dientes rígidos, acuminados, recorridos por un nervio grueso (Figura 43). Pétalos erectos, bífidos. Estambres más largos que la corola. Ovario bilocular; estilos 2; estilopodio dilatado, grueso. Fruto ovoideo u obovoideo, generalmente cubierto de escamas. Hierbas acaules o caulescentes con las hojas enteras o divididas y las flores pequeñas, blancas, azules, rosadas, agrupadas en capítulos.¹⁰⁰



Figura 43. *Eryngium* sp. (Hierba del sapo)