



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TEMASCALTEPEC
LICENCIATURA DE INGENIERO AGRÓNOMO ZOOTECNISTA

COMPOSICIÓN QUÍMICA, VALOR NUTRITIVO Y CINÉTICA DE
DEGRADACIÓN IN-VITRO DEL *Pennisetum purpureum* var. CT-115
COSECHADA A TRES INTERVALOS DE CORTE

TESIS

PARA OBTENER EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO
ZOOTECNISTA

PRESENTA:

OMAR JARAMILLO JARAMILLO.
OSCAR SEBERINO MONDRAGÓN.

DIRECTOR DE TESIS:
DR. ROLANDO ROJO RUBIO

ASESORES:
DR. JOSÉ FERNANDO VÁZQUEZ ARMIJO
DR. AGUSTIN OLMEDO JUAREZ



Temascaltepec, Estado de México, Diciembre del 2015

CONTENIDO	PAG
DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTO	IV
CONTENIDO	VI
INDICE DE CUADROS	XI
INDICE DE FIGURAS	XII
RESUMEN	XIV
ABSTRACT	XV
I. INTRODUCCIÓN	1
II. JUSTIFICACIÓN	3
III. OBJETIVOS	4
3.1 General	4
3.2 Específicos	4
IV. HIPÓTESIS	5
V. REVISIÓN DE LITERATURA	6
5.1. Los pastos tropicales de México	6
5.2. Gramíneas	8
5.2.1. Hábitos de crecimiento de las gramíneas	9
5.2.2. Características generales de las gramíneas forrajeras	10
5.2.3. Composición química de las gramíneas	11
5.2.4. Importancia de las gramíneas en la alimentación de los rumiantes	14
5.3. Nutrientes de las gramíneas	15
5.3.1. Valor nutritivo de las gramíneas	15
5.3.2. Constitución química de las gramíneas forrajeras	15
5.3.2.1. Carbohidratos	16
5.3.1.2. Proteína	16
5.3.1.3. Minerales	16
5.3.1.4. Vitaminas	17
5.4. Constitución química de los forrajes	17

5.5. Estructura celular de los forrajes	18
5.5.1. Pared celular	18
5.5.1.1. Funciones de la pared celular	18
5.5.1.2. Componentes de la pared celular	19
5.5.2. Constituyentes de la pared celular	20
5.5.2.1. Celulosa	20
5.5.2.2. Hemicelulosa	20
5.5.2.3. Lignina	20
5.5.3. Factores que afectan la degradación de la pared celular de las gramíneas	21
5.6. Composición de la fase amorfa o no cristalina de los forrajes	22
5.7. Substancias pépticas	23
5.8. Factores que afectan la calidad del forraje	24
5.8.1. Efecto de la edad o madurez	24
5.8.2. Influencia de relación tallo hoja	25
5.8.3. Efecto del manejo	25
5.9. Características morfológicas de los pastos	25
5.10. <i>Pennisetum purpureum</i> var. CT-115	26
5.10.1. Algunas características del género <i>Pennisetum purpureum</i>	26
5.11. Características botánicas	27
5.11.1. Órganos vegetativos	27
5.11.1.1. Raíces	27
5.11.1.2. Tallos	27
5.11.1.3. Hojas	28
5.11.2. Órganos reproductivos	30
5.11.2.1. Flores	30
5.11.2.2. Espiguillas	31
5.12. Obtención del clon CT-115	32
5.12.1. Algunas de las características productivas del <i>Pennisetum purpureum</i> CT-115	33
5.13. Edades de corte del pasto	35

5.14. Producción de forraje	40
5.15. Calidad de Forraje	40
5.15.1. Consumo	41
5.16. Digestibilidad	43
5.17. Aspectos a considerar para mejorar el rendimiento	46
5.17.1. Condiciones agroclimáticas	46
5.17.2. Rendimiento	46
5.17.3. Siembra	46
5.17.4. Altura	46
5.17.5. Corte	46
5.17.6. Fertilización	46
5.17.7. Uso	47
5.17.8. Como utilizarlo	47
5.18. Nutrición animal con alimentación del pasto	47
5.19. Consecuencias de la falta de adaptación en consumo animal	47
5.20. Fibras	48
5.21. Carbohidratos en el aparato digestivo de los bovinos	48
5.22. Adaptación para utilizar fibra y nitrógeno no proteico	48
5.23. Aparato digestivo del bovino	49
5.23.1. Retículo	49
5.23.2. Omaso	51
5.23.3. Abomaso	51
5.23.4. Intestino Delgado – Intestino Grueso	52
5.24. Aminoácidos y proteínas	53
5.24.1. Aminoácidos esenciales y no esenciales	53
5.25. Características específicas de los minerales	54
5.25.1. Funciones generales de los minerales dentro del organismo	54
5.26. Ciclo de Krebs en los animales	54
5.26.1. Total de nutrientes digeribles (TND)	55
5.26.1.1 Energía bruta (EB)	55
5.26.1.2. Energía digestible aparente (EDA)	55

5.26.1.3. Energía metabolizable (EM)	55
5.26.1.4. Energía neta (EN)	56
5.27. Capacidad de rumiantes para utilizar forrajes	56
5.28. Digestión microbiana de la pared celular	57
5.29. Microorganismos del rumen	58
5.29.1 Bacterias	59
5.29.2. Protozoos	59
5.29.3. Hongos anaeróbicos	60
5.30. Técnicas de digestibilidad	60
5.31. Fuentes de inóculo para las pruebas de digestibilidad <i>in-vitro</i>	62
VI. METODOLOGÍA	63
6.1. Siembra	63
6.2. Fertilización	64
6.3. Tratamiento y toma de muestras	64
6.4. Análisis químico proximal	65
6.4.1. Determinaciones realizadas en el laboratorio	65
6.4.1.1. Determinación de materia seca	65
6.4.1.2. Determinación de cenizas	67
6.4.1.3. Determinación de proteína cruda	68
6.4.1.4. Determinación de extracto etéreo	71
6.4.1.5. Determinación de fibra detergente ácida	72
6.4.1.6. Determinación de fibra detergente neutra	74
6.4.1.7. Producción de gas <i>in vitro</i>	77
6.4.1.8. Degradabilidad <i>in vitro</i> de la materia seca	77
6.5. Diseño experimental	78
6.6. Cálculos	78
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	80
7.1. Número de rebrotes	80
7.2. Altura de pasto	81
7.3. Rendimiento de materia verde y materia seca	82
7.3.1 Rendimiento de materia verde	82

7.3.2. Contenido de materia seca	84
7.4. Contenido de cenizas y materia orgánica	85
7.5. Contenido de proteína cruda	86
7.6. Contenido de extracto etéreo	88
7.7. Contenido de fibra detergente neutra	89
7.8. Contenido de fibra detergente acida	90
7.9. Contenido de hemicelulosa	91
7.10. Parámetros de producción de gas	92
7.11. Degradabilidad in vitro de <i>Pennisetum purpureum</i> var. CT-115	94
VIII. CONCLUSIONES	96
IX. LITERATURA CITADA	97

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Pág.
1	Disponibilidad de reservas del pasto estrella (<i>Cynodon plectostachyus</i>) y <i>Pennisetum purpureum</i> ct -115 para enfrentar el rebrote en plena época de seca	7
2	Taxonomía del pasto maralfalfa (<i>Pennisetum. purpureum</i>)	26
3	Composición química en BS del <i>Pennisetum</i> CT-115 %.	34
4	Parámetros de producción de gas de <i>Pennisetum purpureum</i> var. CT-115	92
5	Degradabilidad in vitro de <i>Pennisetum purpureum</i> var. CT-115	94

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Pág.
1	Morfología de los tallos del pasto Maralfalfa (<i>Pennisetum sp.</i>).	28
2	Morfología de las hojas del pasto Maralfalfa (<i>Pennisetum sp.</i>).	30
3	Inflorescencia del pasto maralfalfa (<i>Pennisetum sp.</i>)	31
4	Esquema de las espiguillas del pasto Maralfalfa (<i>Pennisetum sp.</i>).	32
5	Aparato digestivo del bovino	49
6	El retículo	50
7	El omaso	51
8	El abomaso	52
9	Intestino grueso y delgado	52
10	Siembra del <i>Pennisetum purpureum</i> var CT-115	63
11	Fertilización	64
12	Recolección de muestras	65
13	Determinación de materia seca	66
14	Determinación de cenizas	68
15	Determinación de Proteína cruda	70
16	Determinación de extracto etéreo	72
17	Determinación de fibra detergente ácido	74
18	Determinación de fibra detergente neutro	76
19	Adición de solución buffer	77
20	Medición de producción de gas	79
21	Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la aparición de tallos en el pasto maralfalfa (<i>Pennisetum purpureum</i> var CT-115)	80
22	Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la altura del pasto maralfalfa (<i>Pennisetum purpureum</i> var CT-115)	81
23	Efecto de la edad de rebrote (días) sobre el rendimiento	82

	de materia verde (RMV) y rendimiento de materia seca (RMS) del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	
24	Efecto de la edad de rebrote (días) sobre el contenido de cenizas y materia orgánica (MO) del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	85
25	Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la concentración de proteína cruda del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	86
26	Efecto de la edad de rebrote en el contenido de extracto etéreo del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	88
27	Efecto de la edad de rebrote en el contenido de FDN del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	89
28	Efecto de la edad de rebrote en el contenido de FDA del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115)	90
29	Efecto de la edad de rebrote en el contenido de hemicelulosa del (<i>Pennisetum purpureum</i> var. CT – 115).	91
30	Producción de gas in vitro del (<i>Pennisetum purpureum</i> var CT-115).	93

RESUMEN

Con el objetivo de conocer la dinámica de crecimiento, la composición química, valor nutritivo y la cinética de degradación in-vitro del pasto Cuba CT-115 (*Pennisetum purpureum*), se evaluaron tres edades de rebrote (30, 60 y 90 d), las cuales representaron los tratamientos, y siete repeticiones cada uno, arreglados en un diseño completamente al azar. Toda la información se analizó con un análisis de varianza de una vía y las medias se compararon con la prueba de tukey ($P < 0.05$). Conforme avanzó la edad de la planta aumentó ($P < 0.05$) la altura de la planta, rendimiento de materia verde y materia seca para los 30, 60 y 90 d respectivamente. El mayor ($P < 0.05$) contenido de proteína cruda se observó a los 30 d de rebrote con un valor de 20.6 %. En cuanto al contenido de fibra insoluble en detergente neutro a los 90 días se registró el valor más alto ($P < 0.05$) con 55.83%. La máxima ($P < 0.05$) degradación de la materia seca y orgánica fue a los 30 y 60 días (80.2 y 81.5 %). Se concluye que la edad de rebrote de 60 días es el momento más apropiado para utilizar el pasto maralfalfa como alimento para los rumiantes, ya que se combina el mejor rendimiento, composición química y eficiencia de utilización.

Palabras clave: *Pennisetum purpureum*, edad de rebrote, composición química, valor nutritivo

ABSTRACT

In order to understand the dynamics of growth, chemical composition, nutritional value and *in vitro* kinetics of degradation of maralfalfa grass (*Pennisetum purpureum*, Cuba CT-115), three regrowth ages (30, 60 and 90 d) were evaluated, which represented the treatments, arranged in a completely randomized design. All information was analyzed with analysis of variance of one way and the means were compared with the Tukey test ($P < 0.05$). As advanced the plant age increased ($P < 0.05$) plant height, yield of green matter and dry matter for 30, 60 and 90 d respectively. The higher ($P < 0.05$) crude protein content was observed at 30 d of regrowth with a value of 20.6%. The content of neutral detergent fiber to 90 days the highest value ($P < 0.05$, 55.83%) was recorded. The maximum ($P < 0.05$) degradation of organic matter and dry matter was at 30 and 60 days (80.2 and 81.5%). We conclude that the age of regrowth at 60 days is more appropriate to use the maralfalfa grass as food for ruminants, being that the best performance, chemical composition and food efficiency are combined.

Key words: *Pennisetum purpureum*, regrowth age, chemical composition, nutritional value

I. INTRODUCCIÓN

El área tropical está integrada por 90 países y 51 millones de km², tiene 40% de la población mundial, alta tasa de crecimiento demográfico y largas e intensas sequías que limitan la producción de alimentos para los animales y el hombre. En estas condiciones solo logran producir entre 10 y 25% de la leche y la carne que producen los países desarrollados (Crespo, 2001). El desarrollo de la actividad ganadera se encuentra limitada por la baja disponibilidad y calidad de los pastos y forrajes, los cuales son el recurso básico de la nutrición animal (Aranda 2000; Meléndez, 1980), situación que ha propiciado la búsqueda de nuevas estrategias alimenticias complementarias, como son el suministro de pastas o harinas proteicas, bloques nutricionales, soluciones melaza-urea, así como la utilización de follaje de árboles o arbustos forrajeros y gramíneas de corte (Aranda, 2000; García, 1997; Ramos, 1992). A mediados de la década de los 80, en el Instituto de Ciencia Animal se inició el programa de mejoramiento de *Pennisetum purpureum* mediante la utilización de la biotecnología (cultivo de tejidos *in vitro*) y la mutagénesis (irradiación con 60°C). Esto respondió a que, en aquel momento, la variedad de *Pennisetum* más difundida y utilizada era el king grass, el cual llegó a ocupar 85% de las áreas forrajeras de México. El objetivo que se persiguió con este programa fue la obtención de nuevas variedades con características superiores, y que respondieran favorablemente a condiciones adversas, como la salinidad y sequía. Mediante el cultivo de tejidos *in vitro* se obtuvieron varios clones, y de ellos se seleccionaron dos: el Cuba CT-115 y el Cuba CT-169. Con el primero, se desarrolló la tecnología de bancos de biomasa para el pastoreo y satisfacer el déficit de alimento en el período poco lluvioso, mientras que el segundo es eminentemente forrajero (R.S. Herrera; 2009). *Pennisetum purpureum* var CT-115 se obtuvo por cultivo de tejidos y ha sido recomendado para utilizarse como banco de biomasa por sus características favorables para el pastoreo. Su poco florecimiento, buen rebrote en pastoreo, mayor proporción de hojas y menor altura por el acortamiento de los entrenudos lo hacen diferente al king grass (Martínez, 2002). El Cuba CT-115 ha sido liberado para la producción de forraje en

pie y pastoreo directo, por su baja altura y aceptable rendimiento (Martínez y Herrera 2006). Además, constituye una importante contribución al germoplasma del género *Pennisetum* (Martínez, 2010). El pasto *Pennisetum purpureum* (*maralfalfa*) es un forraje perenne con alta productividad que ha sido introducido por los productores en numerosos países de latino américa debido a su potencial como forraje para rumiantes (Correa, 2006; y Molina, 2007). En México los productores han buscado soluciones en el forraje para mejorar la producción. La calidad del pasto es de vital importancia para la evaluación de cualquier especie que se utilice en una tecnología destinada a la producción animal. Además, es el complemento imprescindible en cuanto a los indicadores agronómicos y morfofisiológicos, por lo que permite ofrecer respuestas integrales ante la influencia de factores ambientales y de manejo (Dayleni Fortes, Herrera, García, Cruz y Aida Romero, 2012). La necesidad de aumentar la producción de la tierra disponible para actividades agropecuarias, obliga a los productores a recurrir a alternativas que aporten volumen pero que a su vez impriman calidad para la producción, por lo cual deben implementar pasturas manejadas bajo un régimen de corte y acarreo, con el fin de suplir las necesidades diarias de los hatos. Una de las variedades de pasto más utilizada es el *P. purpureum*, que se caracteriza por tener una buena producción de biomasa de calidad nutricional aceptable (Araya y Boschini 2005, Meléndez *et al.* 2000). El adecuado manejo de dicho pasto, involucra aspectos tales como la edad de rebrote, la cual está íntimamente ligada a la relación hoja: talló que presenta el material ofrecido a los animales (Brizuela *et al.*, 2008) y que va a definir en gran parte el aprovechamiento que se puede lograr del material disponible; al mismo tiempo, dicha variable puede ayudar a identificar la edad de cosecha óptima en la cual el material obtenido presente las más aptas características físicas y químicas para la producción. Bajo este contexto el objetivo del presente trabajo fue determinar el efecto de la edad de rebrote (30, 60 y 90 d) del *P. purpureum* sobre su tasa de crecimiento, composición química y valor nutricional in vitro.

II.JUSTIFICACIÓN

En la región sur-poniente del Estado de México, la alimentación de los rumiantes es de gramíneas forrajeras de origen herbáceo, arbustivo y arbóreo, que han permitido mantener la productividad en márgenes bajos menores y producciones de leche inferiores a 800 l por lactancia. Respuesta que se puede atribuir a varios factores como es la especie forrajera, ambiente y manejo agronómico en general. Ante esta situación diversas opciones se tratan de encausar para mejorar la respuesta de los animales entre las cuales se encuentran la introducción de nuevas especies forrajeras, con mejores características productivas (rendimiento y calidad), como es el caso de *Pennisetum purpureum* var CT-115 que ha sido introducido en las unidades de producción ganadera para tratar de mejorar la calidad del alimento de los animales. Pero existe el periodo de estiaje o secas, en donde no hay mucho forraje verde y se tienen muchos problemas tanto para el ganado como para el productor, ya que tienen que buscar la manera de como alimentar a sus animales y esto hace que se incrementen los costos de alimentación, y su vez, los costos de producción ya que se tiene que comprar alimento comercial o granos. Por lo que, una opción redituable podría ser la introducción de forrajes o pastos con altos niveles de proteína que pueden ser trabajados para la alimentación del ganado en zonas con temporada de secas que posean algún tipo de riego. Como puede ser la producción de la gramínea llamada *Pennisetum purpureum* (maralfalfa), el cual es un forraje que contiene hasta un 11.4% de proteína cruda en condiciones óptimas, y que puede ser mantenido con un riego específico para su crecimiento y desarrollo, hasta llegar a una edad de corte fundamental para la alimentación del ganado que puede ser bovino, caprino, ovino etc. en base verde o fresca, y que de igual manera, puede ser administrado en forma de ensilado, conteniendo un alto nivel nutricional capaz de satisfacer las necesidades o requerimientos alimenticios de los animales.

III. OBJETIVOS

3.1. GENERAL

Determinar la velocidad de crecimiento, composición química y valor nutritivo y cinética del *Pennisetum purpureum* var. CT-115 cosechada a tres intervalos de corte, bajo condiciones de clima templado subhúmedo.

3.2. ESPECÍFICOS

- Conocer la tasa de rebrote, rendimiento de materia verde y materia seca.
- Determinar el contenido de materia seca, materia orgánica, cenizas, proteína cruda, fracciones de fibra, extracto etéreo y extracto libre de nitrógeno de *Pennisetum purpureum* var CT-115.
- Determinar el valor nutricional in vitro del pasto *Pennisetum purpureum* var. CT-115 (maralfalfa).

IV. HIPÓTESIS

La tasa de crecimiento, composición química, valor nutritivo y cinética de degradación *in vitro* de *Pennisetum purpureum* var CT-115 depende de la edad de rebrote.

V. REVISIÓN DE LITERATURA

5.1. Los pastos tropicales de México

En las regiones tropicales de México se mantiene el 64% del hato ganadero en sólo 33% de la superficie nacional. En esta superficie se genera el 35% de carne y 25% de leche, que el país produce. Estas cifras pueden incrementarse, siempre y cuando la explotación de los forrajes sea adecuada, por lo que se considera que se puede incrementar la carga animal de 1.3 cabezas hasta 3.0/ ha, con sistemas de explotación racionales, intensivos y sustentables. La explotación de bovinos en esta región se realiza, principalmente, en pastoreo de gramas nativas entre las cuales destacan los géneros *Axonopus* spp. Y *Paspalum* spp., con bajo potencial de producción de forraje en comparación con las gramíneas introducidas. Entre las gramíneas introducidas naturalizadas en áreas de pastoreo, destacan los géneros *Panicum*, *Cynodon*, *Digitaria*, *Pennisetum*, *Hyparrhenia*, *Cenchrus* y, en los últimos cinco años, han tenido importancia algunas especies del género *Brachiaria* y *Andropogon*; todas procedentes del continente africano (Enríquez *et al* ,1999). La baja productividad de los pastos ha sido asociada a varios factores, entre los que destacan el consumo limitado de nutrientes digestibles, debido a la calidad de los forrajes que, generalmente, tienen poca digestibilidad y concentración de nitrógeno, así como a las épocas de sequía que limitan el crecimiento y las condiciones ambientales que causan estrés calórico en los animales (Stonaker, 1975).

Otros problemas que limitan la ganadería son de tipo socio-económico, de comercialización, de asistencia técnica y factores relacionados a los programas gubernamentales (Castillo, 1997). El pasto Estrella de África (*Cynodon plectostachyus*) es la gramínea más difundida en el trópico, debido a sus características agronómicas que le permiten adaptarse a distintos tipos de suelos (Torres, 1993; Meléndez *et al.*, 1980). En el (cuadro 1) se compara la disponibilidad de reservas del del pasto estrella (*Cynodon plectostachyus*) y *pennisetum purpureum* ct -115 para enfrentar el rebrote en plena época de seca. La mayor producción del pasto Estrella de África se obtiene en la época de lluvias

(junio a octubre), seguida de la época de seca (marzo a mayo), y la menor producción es durante la época de nortes en los Estados de Tabasco y Campeche (octubre a febrero) (Meléndez et al., 1980). Esta variación en la disponibilidad de forrajes se refleja en forma directa en la producción animal (Moreno et al., 1977; Cabrera, 1996).

Cuadro 1: Disponibilidad de reservas del pasto estrella (*Cynodon plectostachyus*) y *pennisetum purpureum* ct -115 para enfrentar el rebrote en plena época de seca.

Indicadores	Pasto Estrella	CT-115
Rendimiento acumulado, t/ha	10.6	28.5
Aprovechamiento en pastoreo, %	70	60
Residuo en campo, t/ha	3.18	11.4
Carbohidratos solubles totales, %	2.35	7.86
Rendimiento esperado 2do. rebrote, t/ha	5.3	18.1
Agua en campo, t/ha	8.46	16.5
Agua en residuos vs rebrote, %	27.7	49.6

Martínez et al. (2001).

En la época de lluvias (junio-octubre) el crecimiento y producción de los pastos es mayor, el cual genera excedentes; sin embargo, el ganado no utiliza el pasto en forma óptima, ya que se desaprovecha un porcentaje considerable por efecto del pisoteo. En la época de nortes (noviembre-febrero), el crecimiento y producción de los pastos es limitado y presenta escasez, por efecto de las bajas temperaturas, alta nubosidad y menor radiación (Meléndez et al., 1980). El potencial de producción de carne en los trópicos, con diferentes sistemas de producción, está

en función de la producción forrajera y ésta, a su vez, depende de la fertilidad del suelo y del desarrollo tecnológico (García, 1980).

5.2. Gramíneas

Las gramíneas forman una familia muy numerosas que se ha subdividido en 28 tribus, de las cuales, las seis más numerosas incluyen la mayoría de las plantas herbáceas de importancia económica. Las seis tribus están muy repartidas, aunque la importancia en las distintas regiones está determinada fundamentalmente por la temperatura y, en menor grado, por la pluviosidad (Dávila *et al.*, 2006).

En las zonas templadas cuya pluviosidad presenta una distribución relativamente uniforme, el crecimiento y maduración de las gramíneas es lento, lo que permite utilizarlas en las primeras fases de crecimiento, cuando el valor nutritivo es alto (Dávila *et al.*, 2006).

Sin embargo, en los climas más cálidos el crecimiento de las gramíneas es más rápido, lo que determina que los niveles de proteína y fósforo descendan hasta niveles muy bajos, al tiempo que aumenta el contenido de fibra (Dávila *et al.*, 2006).

En los trópicos húmedos la gramínea disponible suele ser fibrosa pero succulenta (es decir de alto contenido de agua); en las zonas menos húmedas, la gramínea madura se seca y es consumida como si se tratase de un “heno de pie”. En ambos casos, la digestibilidad es baja, siendo los valores normales para los productos herbáceos tropicales 0,1-0,15 unidades más bajos que los correspondientes a los productos de zonas templadas. Las diferencias en la composición entre las gramíneas de las zonas templadas y tropicales no se deben únicamente al clima. Las especies de gramíneas de las zonas templadas pertenecen a la categoría de plantas C₃ en las que el compuesto de tres átomos de carbono, fosfoglicerato, es un intermediario importante en la fijación por fotosíntesis del dióxido de carbono. La mayoría de las gramíneas tropicales tienen una ruta de fotosíntesis C₄, en la que el dióxido de carbono se fija en primer lugar en una reacción en la que

intervienen el compuesto de cuatro átomos de carbono, oxalacetato. El bajo contenido en proteína que suelen presentar las gramíneas tropicales es una característica inherente al metabolismo vegetal C₄ que guarda relación con la supervivencia en condiciones de baja fertilidad del suelo. Otra característica de las gramíneas tropicales se refiere al hecho de los carbohidratos de reserva se encuentra en forma de almidón, en lugar de fructanos (Dávila *et al.*, 2006).

Otro factor de importancia nutritiva guarda relación con la anatomía de las hojas de las gramíneas tropicales, que es distinta a la de las gramíneas de las zonas templadas. En las gramíneas tropicales, existen más calidad de haces vasculares y las vainas de los haces tienen paredes más gruesas, lo que supone más cantidad de lignina, estando las células mesofilas más densamente agrupadas en las gramíneas de las zonas templadas. Por ejemplo, en las gramíneas tropicales, los espacios de aire intercelulares representan solamente el 3-12 por ciento del volumen de las hojas, en comparación con el 10-35 por ciento en las gramíneas de zonas templadas. Ello permite explicar, en parte, por qué las gramíneas tropicales representan una mayor resistencia a la tracción que las de las zonas templadas, características que determinan una menor degradación mecánica y microbiana en el rumen. Las consecuencias son una menor digestibilidad de las gramíneas tropicales y una ingestión voluntaria más baja (Dávila *et al.*, 2006).

5.2.1. Hábitos de crecimiento de las gramíneas

En las zonas de climas fríos y templados, el crecimiento de la gramínea comienza en primavera, cuando la temperatura del suelo llega a los 4-6°C. A partir de ese momento, la pauta de crecimiento es muy semejante, independientemente de la especie o variedad. Tiene lugar una rápida producción de hojas que va seguida de un incremento en el crecimiento de los tallos lo que conduce a la emergencia de la inflorescencia y, por último, a la formación de la semilla. A medida que tiene lugar el crecimiento de la hierba en la primavera, aumenta el contenido de MS del cultivo, al principio lentamente y luego con más rapidez, a medida que crecen los tallos y emergen las inflorescencias y, finalmente, con más lentitud al ir madurando las espigas (Dávila *et al.*, 2006).

En los climas cálidos, probablemente la temperatura del suelo es lo suficiente alta como para permitir el crecimiento de la gramínea durante todo el año, aunque el crecimiento suele verse limitado por la falta de agua. En las zonas en la que el clima se caracteriza por tener las estaciones húmeda y seca claramente diferenciadas, el crecimiento de la gramínea es rápido durante la temporada de lluvias pero, a medida que el suelo se deseca, la gramínea madura y muere, dejando un recurso alimenticio que en ocasiones, se denomina “heno en pie”. Incluso en las condiciones de intensa humedad, las plantas situadas en la zona oscura en la base del césped pueden morir, lo que origina un producto herbáceo envejecido de bajo valor nutritivo (Dávila *et al.*, 2006).

El ritmo de crecimiento de la gramínea depende del medio ambiente, los nutrientes disponibles y la cantidad de hojas en el césped que interceptan la luz. Inmediatamente después de la siega, existe un periodo de rebrote lento, que va seguido de un ritmo acelerado y, por último, un periodo de crecimiento más lento, a medida que madura la gramínea. Al aumentar el área ocupada por las hojas, la capacidad fotosintética de las sucesivas nuevas hojas recién expandidas va reduciéndose como consecuencia de la mayor cantidad de sombras en que se desarrollan. El ritmo a que tiene lugar el rebrote, depende de la madurez del cultivo en el momento de la siega. Si la gramínea es joven y frondosa, se recupera con más rapidez y comienza el rebrote antes que si se siega la gramínea madura. En los pastos de las zonas templadas, el ritmo de crecimiento normal durante la primavera es de unos 40-100 kg de MS por hectárea y día (Dávila *et al.*, 2006).

5.2.2. Características generales de las gramíneas forrajeras

La familia *poaceae* o *gramonae* es de amplia distribución, ya que está prácticamente, presente en cualquier bioma por tanto es uno de los grupos vegetales más ampliamente adaptados a diferentes ambientes. Se distribuye en comunidades diversas que abarcan de la tundra ártica, los bosques templados y calido-humedos, hasta las zonas áridas y semiáridas, e incluso los habitats acuáticos (Dávila *et al.* 2006). En todo México, se reporta la existencia de 204

géneros con 1182 especies, con un total de 1278 variedades; de las cuales 1119 son nativas y 159 introducidas (Dávila *et al.*, 2006).

Las gramíneas introducidas constituyen uno de los principales recursos que poseen los productores ya que tienen la ventaja de soportar mayor carga animal en comparación con los forrajes nativos; entre los géneros que han sido estudiados con mayor frecuencia para pastoreo se encuentran *Cynodon*, *Panicum*, *Andropogus* y *Brachiaria* (Villarreal 1994). El género *Pennisetum*, utilizado en el sistemas de corte y acarreo, también ha sido estudiado y se han identificado 71 variedades solo para la especie *Pennisetum purpureum Schumach* (Mello *et al.* 2002).

Las gramíneas tropicales son de crecimiento y maduración rápida, los cuales al tener esta característica, su calidad nutricional también cambia rápidamente. Las principales limitaciones que presentan, son la reducción en el contenido de proteína y el aumento en pared celular a medida que el forraje madura (Juárez-Lagunes *et al.* 2000). La producción de materia seca en los forrajes tropicales introducidos varía de 2000 a 5000 Kg/ha con edad de rebrote de los 30 a 60 días y un contenido de proteína mayor a 7% (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

5.2.3. Composición química de las gramíneas

La composición de la materia seca de las gramíneas es muy variable; por ejemplo, el contenido en proteína bruta puede variar entre 30 g/kg en la gramínea muy madura, y más de 300 g/kg en la hierba tierna muy fertilizada. En líneas generales, el contenido de fibra bruta está inversamente relacionado con el contenido en proteína bruta, pudiendo oscilar la fibra ácido detergente entre 200 y más de 450 g/kg en las especies herbáceas muy maduras de los brezales (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido en humedad de la hierba tiene gran importancia si se siega para la conservación; es alto en las fases iniciales del crecimiento, normalmente entre 750 y 850 g/kg, descendiendo a medida que las plantas maduran hasta alcanzar

los 650 g/kg. Además de la fase de crecimiento, las condiciones climáticas influyen considerablemente sobre el contenido de humedad (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

La composición de la materia seca depende de la proporción relativa existente entre las paredes celulares y el contenido celular. Las paredes celulares están formadas por celulosas y hemicelulosas, reforzadas con lignina. Generalmente, el contenido de celulosa se sitúa en el intervalo de 200-300g/kg MS, en tanto que la hemicelulosa puede variar entre los 100 y los 300 g/kg. Las concentraciones de ambos componentes polisacáridos aumentan con la madurez; del mismo modo lo hace la lignina, que reduce la digestibilidad de los polisacáridos (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido celular incluye los carbohidratos hidrosolubles y gran parte de la proteína. Los carbohidratos hidrosolubles de la hierba incluyen frúctanos y los azúcares glucosa, fructosa, sacarosa, rafinosa y estaquiosa. En las gramíneas en las zonas templadas, el carbohidrato de reserva fructano es el más abundante en los hidratos de carbono solubles, encontrándose principalmente en los tallos. Las gramíneas de origen tropical y subtropical acumulan en los tejidos vegetativos almidones en lugar de fructanos, en tanto que estos se deponen fundamentalmente en las hojas, El contenido de carbohidratos solubles en las gramíneas es muy variable, oscilando entre la pequeña cantidad de 25 g/kg MS en algunas especies tropicales, y más de 300 g/kg MS en algunas variedades de ballico (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

Los compuestos nitrogenados más importantes de los productos herbáceos se encuentran en forma de proteína, encontrándose casi el 80% del nitrógeno total en forma de proteína verdadera. Aunque el contenido total en proteína desciende con la madurez, las proporciones relativas entre los aminoácidos no se modifican sustancialmente. Del mismo modo, la composición de aminoácidos de las proteínas se diferencia poco entre las especies de las gramíneas. Este hecho no resulta sorprendente, ya que hasta la mitad de la proteína celular de las gramíneas se encuentran en forma de una sola enzima, ribulosa bifosfato carboxilasa, que realiza una importante función en la fijación fotosintética del dióxido de carbono

(Juárez-Lagunes *et al.*, 2000). Las proteínas de la gramínea son especialmente ricas en el aminoácido arginina, incluyendo cantidades apreciables de ácido glutámico y lisina. Los valores biológicos para el crecimiento son superiores a los de las proteínas de las semillas. La metionina es el primer aminoácido limitante del crecimiento de la proteína de la gramínea, seguido por la isoleucina. No obstante, si se tiene en cuenta el notable metabolismo de los aminoácidos en el rumen, este factor carece de importancia para los animales rumiantes. En general, el contenido en proteína de las gramíneas tropicales es más bajo que el de las especies de las zonas templadas (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido en aminoácidos de los forrajes resulta muy importante si dichos alimentos se administran como fuentes de proteínas para los no rumiantes. Sin embargo, para los rumiantes, las características más importantes de las proteínas de los forrajes son su degradabilidad en el rumen y su digestibilidad global. En los forrajes inmaduros, ambas medidas suelen ser muy altas (0,7-0,8), aunque descienden a medida que los forrajes maduran (y desciende su contenido en proteína total) (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido de compuestos nitrogenados no proteicos de los productos herbáceos varía con el estado fisiológico de las plantas. En general, cuanto más favorables son las condiciones para el crecimiento, mayor es el contenido en N no proteico y en nitrógeno total; a medida que maduran las plantas ambos contenidos descienden. Los componentes principales de la fracción nitrogenada no proteica son aminoácidos y amidas, como la glutamina y asparagina, que intervienen en la síntesis proteica; también pueden existir nitratos, a los que se ha prestado mucha atención en los últimos tiempos, debido a los efectos tóxicos sobre los animales (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido en lípidos de las gramíneas, representado por el extracto etéreo, es relativamente bajo, superando rara vez los 60 g/kg MS. Los componentes de esta fracción son triacilgliceroles, glucolípidos, ceras, fosfolípidos y esteroides. Los triacilgliceroles se encuentran en pequeñas cantidades, siendo los principales componentes los galactolípidos, que constituyen el 60 por ciento del contenido

total de lípidos. El ácido graso más importante es el ácido linolenico, que supone entre el 60 y 75 por ciento del total de ácidos grasos existentes, siguiéndole en importancia los ácidos linoleico y palmítico (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

El contenido en minerales de la gramínea es muy variable, dependiendo de la especie, fase de crecimiento, tipo de suelo, condiciones de cultivo y fertilización (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

La gramínea verde es una fuente excepcionalmente rica en *B*-caroteno, precursor de la vitamina A, pudiendo encontrarse cantidades de hasta 550 mg/kg en la materia seca de la gramínea tierna. El material herbáceo de este tipo aporta, aproximadamente, 100 veces las necesidades de las vacas al ser consumidos en cantidades normales (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

En general, se consideraba que las plantas en crecimiento no contienen vitamina D, aunque suelen existir precursores. Sin embargo, algunos trabajos sugieren que los productos herbáceos contienen vitamina, aunque en cantidades relativamente bajas. El mayor contenido en vitamina D de la hierba madura respecto a la hierba tierna, puede deberse a la existencia de hojas muertas en las que se ha producido vitamina D por irradiación del ergosterol (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

La mayoría de los cultivos forrajeros verdes son buenas fuentes de vitamina E y la mayoría de las vitaminas del grupo B, especialmente riboflavina (Juárez-Lagunes *et al.*, 2000).

5.2.4. Importancia de las gramíneas en la alimentación de los rumiantes

Los rumiantes proporcionan al humano productos de alto valor nutricional como leche y carne a partir de la utilización de forrajes de calidad variable, lo cual se da gracias a la relación simbiótica que tienen los rumiantes con la población microbiana (bacterias, protozoarios y hongos) alojada en el rumen. Estos microorganismos tienen la capacidad de hidrolizar la celulosa, hemicelulosa y otras sustancias resistentes a la digestión por parte de las enzimas producidas por el animal huésped, obteniendo con ello alrededor del 70% de la energía necesaria

para su mantenimiento y producción. En este sentido la cantidad de cada nutriente absorbido va a depender de dos factores: 1) cantidad de forraje en materia seca consumido por día y, 2) concentración y disponibilidad de un nutriente en particular por cada kilogramo de forraje (Minson, 1990).

5.3. Nutrientes de las gramíneas

5.3.1. Valor nutritivo de las gramíneas

El valor nutritivo de una gramínea, que se define como su capacidad para promover la producción animal, depende de su capacidad de suministro de nutrientes para el animal. Tiene tres componentes principales: la cantidad de forraje (contenido de nutrientes) y la habilidad del animal para absorber y utilizar los nutrientes (la disponibilidad de nutrientes). La capacidad del rumiante para extraer nutrientes de los forrajes, depende principalmente de los procesos digestivos, llevada a cabo por los microorganismos que se encuentran en el retículo y rumen (Hopkins, 2000).

La fermentación bacteriana es continua y cambia alrededor de 10^{10} de bacterias por 10^{10} protozoarios por mililitro de los contenidos y está dotada de una amplia gama de sofisticados sistemas de control para regular factores, entre ellos la temperatura, presión osmótica, pH, sustrato y la concentración de los residuos de productos, para lograr la mezcla física y procesamiento de los alimentos. La digestión microbiana permite al rumiante utilizar beta polisacáridos, como la celulosa y la hemicelulosa, para facilitarnos la mayor parte de la energía en los forrajes (Hopkins, 2000).

5.3.2. Constitución química de las gramíneas forrajeras

Los constituyentes químicos de los forrajes son los carbohidratos, proteínas, lípidos, minerales y vitaminas. La proporción de cada uno depende del tipo de forraje (gramíneas, leguminosas, arbustivas, etc.). La variación en el contenido depende de factores de tipo genéticos, especie ambientales y de manejo (Hernández, 2001).

5.3.2.1. Carbohidratos

Los carbohidratos constituyen la fuente de energía más abundante para la alimentación de los animales domésticos y pueden clasificarse en dos grandes grupos carbohidratos estructurales y no estructurales. Los estructurales son aquellos que proporcionan estructura a la célula vegetal y se encuentra en la pared celular y los carbohidratos no estructurales localizan en el contenido celular.

Los carbohidratos en las plantas forrajeras se encuentran en dos formas, solubles y estructurales, estos últimos representan la mayor proporción del peso seco de las plantas y varían de acuerdo a la edad de las mismas. Su metabolismo por parte de las enzimas microbiales producidas por la microbiota ruminal es variable, y gracias a los ácidos grasos volátiles producto de la digestión en el rumen, el animal obtiene del 70% de su energía para mantenimiento (NRC, 1996).

5.3.1.2. Proteína

La proteína es un componente muy importante en todos los productos; como carne y leche de los rumiantes y también es necesario para el mantenimiento y reproducción, las proteínas son compuestos complejos orgánicos de alto peso molecular que contienen 22 aminoácidos en proporciones variables. El contenido de proteína de los forrajes es muy variable y sufre grandes cambios en el rumen antes de ser absorbido por el intestino delgado (Minson, 1990).

5.3.1.3. Minerales

Cuando se realiza la determinación de cenizas totales en una muestra de alimento, teóricamente ahí se encuentra todos los elementos inorgánicos que incluyen los macrominerales y microminerales. En la nutrición de rumiantes, en la actualidad, se cree que 22 elementos minerales son los esenciales para la producción animal. Estos incluyen 7 elementos mayores o macroelementos: calcio (Ca), fósforo (P), potasio (K), sodio (Na), cloro (Cl), magnesio (Mg), y azufre (S); y 15 elementos menores o microelementos, hierro (Fe), yodo (I), zinc (Zn), cobre (Cu), magnesio (Mn), cobalto (Co), molibdeno (Mo), selenio (Se), fluor (F), vanadio

(V), arsénico (As), cromo (Cr), silicio (Si), níquel (Ni) y estaño (Sn), siendo la esencialidad de los 7 últimos basada únicamente en efectos sobre el crecimiento de animales en condiciones altamente especializadas, sin haberse demostrado ninguna valor práctico en la nutrición de rumiantes en pastoreo (Minson, 1990).

5.3.1.4. Vitaminas

Los requerimientos de las vitaminas en los rumiantes y su disponibilidad en el forraje han sido examinados a fondo por el ARC (1980), y por McDowell (1985). No obstante en la vitamina B12, se ha reportado que se encuentra ausente en los forrajes, y es sintetizada por microbios en el rumen. La cantidad de vitamina B12 es aprovechada por los microorganismos del rumen está determinada principalmente por la concentración de cobalto en la dieta, y los síntomas de deficiencia de cobalto y la vitamina B12 son idénticos (Minson, 1990).

5.4. Constitución química de los forrajes

Los constituyentes químicos de los forrajes son los carbohidratos, proteínas, lípidos, minerales y vitaminas. La proporción de cada uno depende del tipo de forraje (gramíneas, leguminosas, arbustivas, etc.). La variación en el contenido depende de factores de tipo genéticos, especie, ambientales y de manejo (Hernández, 2001).

Los carbohidratos constituyen la fuente de energía más abundante para la alimentación de los animales domésticos y pueden clasificarse en dos grandes grupos carbohidratos estructurales y no estructurales. Los estructurales son aquellos que proporcionan estructura a la célula vegetal y se encuentra en la pared celular y los carbohidratos no estructurales se localizan en el contenido celular (Hernández, 2001).

5.5. Estructura celular de los forrajes

5.5.1. Pared celular

Entre las estructuras que caracterizan y definen a las células vegetales está la pared celular. Antiguamente se pensó que la pared celular era rígida y químicamente estable, equivalente a una armazón inerte, cuya función principal era proporcionar protección y forma a la célula. Ahora se considera que la pared celular es importante por dos razones; primera, por que determina, en gran medida, la morfología y en menor grado, la función celular y segunda, porque podría estar directamente involucrada en la regulación de la expansión celular, ya que constituye la envoltura que limita la célula (García y Peña, 1995).

En las células de las plantas la membrana plasmática está rodeada por una pared celular, la cual sirve como soporte elemental en una planta. Un gran porcentaje de los tejidos vegetales está representando por la pared celular (35-80). Las paredes celulares (FND) están constituidas de celulosa, hemicelulosa, proteína y lignina; además contienen cantidades pequeñas de pectina, grupos acetilos y constituyentes fenólicos (Hernández, 2001).

5.5.1.1. Funciones de la pared celular

Tiene una función muy importante en la vida vegetal mediante el desarrollo de numerosas y complejas funciones, durante los eventos de crecimiento, desarrollo y durante la exposición a cualquier estrés biótico o abiótico. Además, da forma y soporte a la célula vegetal; la pared protege al protoplasto del daño ambiental, previene la difusión de iones y agua al exterior de la membrana celular, define las interacciones y comunicación entre las células; puede actuar como estructura de almacenamiento, forma canales para la circulación de fluidos, e interviene en el transporte del simplasto al apoplasto. Debido a la gran cantidad de carbono y nitrógeno fijado en la pared celular, es una fuente potencial de estos elementos en el suelo y la atmósfera, después de la intervención de la microflora natural del suelo; además, esta estructura extracelular es el origen de los grandes yacimientos de petróleo, gas y carbón natural, en los que se ha basado el

desarrollo de la humanidad. Con base en lo anterior, es válido decir que la pared celular vegetal tiene una fundamental importancia para la continuidad de la vida en el planeta, ya que representa la gran proporción de materia orgánica (energía y nutrimentos) permanentes en el suelo y sedimentos, que son reciclados por las diferentes formas de vida (Esaú, 1976).

5.5.1.2. Componentes de la pared celular

La pared celular de las plantas superiores típicamente está constituida por tres capas, denominadas lámina media, pared primaria y pared secundaria (Ralph, 1996; García y Peña, 1995). La lámina media forma una capa intracelular amorfa, conformada por polisacáridos con pectina y lignina, entre las paredes celulares de células adyacentes y es la primera región que se forma cuando la célula se divide (Orpin, 1984). Para el caso de la formación de la pared primaria, se inicia entre las células que están concluyendo su división, donde se generó una placa celular que dará origen a la lámina media y consta de dos capas, que contienen fibras longitudinales y transversales de celulosa depositadas en forma de hélice alrededor del eje celular. La pared secundaria es diferente a la primaria en estructura, morfología, composición y características bioquímicas. Ésta puede tener una gran variedad de patrones (espiral, anular reticulado, éscalariforme) y se caracteriza por la presencia de depresiones y cavidades de profundidad y extensión variable, denominadas punteaduras que interrumpen la continuidad de la pared celular (Preston, 1979; Orpin, 1984).

Cuando están presentes ambos tipos de pared celular, la primaria y la secundaria, en una célula vegetal y se ha completado su desarrollo, la primera es de menor grosor. La pared celular secundaria es diferente a la pared primaria en estructura, morfología, composición y características bioquímicas; además, es común que su grosor se modifique a lo largo de la superficie celular (Salisbury y Roos, 1992). Sin embargo, las células juveniles en crecimiento, algunas de almacenamiento maduras, las fotosintetizadoras de las hojas, las células del parénquima y algunos otros tipos celulares, vistos con microscopio electrónico, generalmente muestran sólo dos regiones en la estructura que las rodea: la pared primaria y la lámina

media. Esta última es el componente que mantiene unidas entre sí a dos células adyacentes (Salisbury y Roos, 1992).

5.5.2. Constituyentes de la pared celular

La pared celular está formada por una fracción insoluble (hemicelulosa, celulosa, lignina, etc.). La distribución y proporción de los polisacáridos y polímeros en la pared celular, difieren según el tipo y estado fenológico del forraje (Hernández, 2001).

5.5.2.1. Celulosa

La celulosa es un polisacárido constituido por cadenas de glucosa con enlaces *B*-1-4 glucósidos obtenida junto con la hemicelulosa y la lignina mediante el esquema de extracción de Van Soest, forma parte de la fracción detergente neutro (FDN) (Van Soest, 1968).

5.5.2.2 Hemicelulosa

Es un grupo amplio de polisacáridos que tienen la propiedad de unirse a la celulosa mediante múltiples puentes de hidrogeno, por lo que se obtienen conjuntamente con detergente neutro a través del sistema Van Soest (Van Soest, 1968).

5.5.2.3. Lignina

Es un polímero aromático, constituido por un complejo de monómeros de fenilpropano unidos por uniones C-C y enlaces C-O-C (éter), el cual constituye una parte importante de las porciones leñosas de las plantas, así como otras biomoléculas aromáticas. Su composición es variable y depende del método químico usado para su extracción; después de su oxidación se obtienen derivados alcohólicos que se pueden clasificar en tres grupos: p-cumaril, coniferil y sinapil (Ralph y Helm, 1993). De éstos se derivan el ácido p-cumárico y el ácido felúrico (fenilpropanoides) a partir de los cuales se sintetiza la lignina (Ralph y Helm,

1993). La proporción de estos ácidos varía de acuerdo con el tipo de planta (Van Soest, 1982).

El contenido de lignina en los forrajes es muy variable, ya que, de acuerdo como avanza la madurez fisiológica de la planta, aumenta el contenido de lignina en gramíneas y leguminosas. El contenido de ácidos fenólicos aumenta también al avanzar la madurez de las gramíneas, aunque no en las leguminosas. Las leguminosas son, generalmente, más ricas en lignina que las gramíneas, aunque la solubilidad en álcalis es menor en las leguminosas. La lignina de las leguminosas parece más condensada y, potencialmente, son menos reactivas que las ligninas de las gramíneas (Fahey y Berger, 1993). Las especies tropicales de gramíneas tienen valores más elevados de lignina, que las especies de zonas templadas. Por lo tanto, la lignina es el componente químico de la fibra que se asocia con mayor frecuencia a la indigestibilidad de los nutrientes y se ha demostrado su utilidad para predecir la cuantía de la digestión de la fibra (Church, 1993).

5.5.3. Factores que afectan la degradación de la pared celular de las gramíneas

La especie y la madurez de las plantas forrajeras son algunos de los factores que afectan la digestión de la pared celular. En la mayoría de los forrajes, a medida que aumenta la madurez se reduce la proporción de hojas y se incrementan los tallos, lo que tiene como consecuencia el incremento en la concentración de lignina, y se traduce en una reducción en la digestibilidad (Hogan *et al.*, 1969). La lignina parece ejercer un efecto negativo en la digestibilidad de la pared celular, cubriendo los polisacáridos de la hidrólisis enzimática (Jung y Deetz, 1993). La lignina es estable a la degradación anóxica y, por lo tanto, no se degrada en ambientes sin oxígeno. La concentración de los principales constituyentes orgánicos está en función de la madurez de la planta. Por lo tanto, el incremento progresivo de las paredes celulares y grado de lignificación disminuye la digestibilidad de 80 a 90% en hojas jóvenes, 70% en las maduras y 40 a 50% (Hodgson, 1990).

Tratamientos con álcalis y peróxidos de hidrógeno reducen la concentración de lignina e incrementan la tasa de digestión y la fracción de fibra detergente neutro (FDN), potencialmente digestible en la caña de azúcar (Amjed *et al.*, 1992). La lignina tiene un mayor efecto en la digestibilidad de la fibra en gramíneas que en leguminosas (Smith *et al.*, 1972; Buxton y Russell, 1998). Van Soest (1982) menciona que las leguminosas son consumidas en mayores cantidades que las gramíneas, posiblemente por su menor cantidad de pared celular y menor resistencia a la degradación durante la masticación y rumia. Además, las leguminosas, generalmente, tienen menor concentración de pared celular, pero mayor concentración de lignina que las gramíneas. Galyean y Goetsch (1993) mencionan que las leguminosas tienen mayor digestibilidad de la materia seca y materia orgánica; sin embargo, la digestibilidad de la pared celular es menor en las gramíneas aunque, en ocasiones, tienen digestibilidades similares de la pared celular.

5.6. Composición de la fase amorfa o no cristalina de los forrajes

Está formada por dos grupos de polisacáridos compuestos por las sustancias pépticas y las hemicelulosas); además, contiene proteínas estructurales y catalíticas, compuestos fenólicos, agua y minerales (Preston, 1979). La composición total de esta fase no cristalina varía con la especie (leguminosa y gramínea), tipo de tejido, edad y estado de desarrollo, región de la pared y condiciones ambientales, en que se desarrolla la planta. Esta variación incluye modificaciones en la composición, proporción y estructura de los componentes. La fase microfibrilar contiene casi exclusivamente α -D-glucosa y esta región está constituida por diversas proporciones variable de ocho azúcares: β -D-glucosa, α -L-ramnosa, α -fucosa, α -L-arabinosa, β -D-xilosa, β -D-manosa, β -D-galactosa, β -D-apiosa, y los derivados de algunos ácidos de estos azúcares tales como ácido α -D-galacturónico, ácido β -lacérico, ácido β -D-glucorónico y ácido cetodesoxioctulosónico (Brett y Waldron, 1990).

7. Substancias pépticas

Son macromoléculas de diferente composición y considerando la composición de su cadena, se han clasificado seis tipos de estructuras. La sustancia péptica de la pared primaria puede ser un polímero de ácido galacturónico y por la abundancia relativa de los residuos de ramnosa, arabinosa y galactosa; en algunas regiones de cada cadena se identifican tres estructuras químicas (ramnogalacturonana tipo I, II y III) y también pueden estar presentes arabinanas, galactanas y arabinogalactanas, caracterizados por la abundancia de algún tipo de monosacárido. La ramnogalacturonana I está constituida por una cadena de residuos del ácido 4, a D-galacturónico y 2a-L-ramnosa, unidos alternadamente. Se considera que, aproximadamente, el 50% de los residuos de ramnosa están sustituidos con oligosacáridos de arabinosa y galactosa en C-4 ó C-3 (York *et al.*, 1986). La ramnogalacturonana II está constituida por los residuos del ácido 4-a-D galacturónico que están sustituidas en el C-2 o C-3 con oligosacáridos glucosil muy específicos: 2-O-metil-fucosa, 2-O-metil-xilosa, apicosa, 3-C-carboxy-5-desoxi-xilosa, ácido 2-ceto- 3 desoximanoctulósico y ácido 3-desoxi-lyxo-2-heptulósico (Talmadge *et al.*, 1973).

Las propiedades fisicoquímicas de las substancias pépticas son la suma de las propiedades del complejo grupo de polisacáridos pépticos. De igual manera que los demás componentes de la pared celular, las substancias pépticas varían en composición, propiedades fisicoquímicas y distribución, dependiendo de la región de la pared donde se encuentren, del órgano del que formen parte y de la especie vegetal que constituyan. Con excepción de la familia Gramineae, las substancias pépticas son el componente más abundante de la fase amorfa en la pared primaria de las fanerógamas (legumbres y cítricos). En las leguminosas existen tres tipos de substancias pépticas: (A) las formadas por polímeros de ácido D-galacturónico, con cadenas laterales de otros azúcares, que se localizan en hojas, tallos y semillas de algunas leguminosas herbáceas y, según Arora (1983), su proporción y complejidad estructural difiere entre especies; (B) las galactanas que han sido identificadas en semillas de *L. Termis*, *Lupinus alba* y *Strychnos nuxvomica* y (C)

las arabinanas, localizadas en semillas de cacahuate, que están asociadas con otras sustancias pécticas. Stevens y Selvendran (1984) encontraron que las sustancias pécticas más abundantes en la pared celular de hojas de col, fueron ramnogalacturonanas altamente ramificadas, parcialmente metiladas y con residuos de arabinanas unidos al carbono 4 de la ramnosa. Las sustancias pueden formar geles como resultado de su composición química primaria, de la heterogeneidad en la composición de sus moléculas (presencia o ausencia de grupos acetilo), de su peso molecular y grado de esterificación, pero también depende de la concentración de sales (o iones), azúcares y pH del medio (Badui, 1988).

Molecularmente los geles acuosos están constituidos por tres elementos a) regiones de unión donde los polímeros se unen entre sí, b) segmentos de unión interna de las cadenas de polímeros, que son regiones con alguna movilidad y c) regiones donde la malla constituida por este polímero encierra agua. El tamaño de los agregados que forma la zona de unión depende del calcio disponible Jarvis (1984) las sustancias pécticas en gramíneas y leguminosas son sintetizadas en forma esterificada dentro de la célula.

5.8. Factores que afectan la calidad de los forrajes

El valor nutritivo de un alimento está dado por las cantidades de nutrientes digeribles totales y la forma común de reportarlo es mediante valores de digestibilidad. Este indicador se afecta de manera directa por la especie de planta, estado fenológico, nivel de procesamiento y conservación (Bernal, 1999).

5.8.1. Efecto de la edad o madurez

El valor nutritivo de los forrajes varía con la edad; a medida que madura, el valor proteínico disminuye, el contenido de fibra aumenta y por lo tanto disminuye su digestibilidad (Bernal, 1999).

5.8.2. Influencia de relación tallo hoja

Generalmente las hojas tienen mayor contenido de proteína y menor contenido de fibra que los tallos en los pastos. La edad influye en la relación hoja/tallo, a medida que aumente la edad disminuye la relación hoja/tallo. Los diferentes tipos de tallos difieren no solo en sus características morfológicas, sino en un alto grado de su valor nutritivo (productividad, grado de aceptación y cantidad de nitrógeno, fosforo, potasio, proteína y tejido celular), los tallos vegetativos particularmente los cortos, son los más estables (Beliunchenko, 1980).

5.8.3. Efecto del manejo

Otro aspecto en el valor nutritivo de los pastos es el relacionado con el manejo del pastoreo y que se relaciona con los estratos y su composición, donde los estratos superiores presentan mayor digestibilidad, y un alto contenido de proteína, calcio y potasio y menor contenido de fibra, fosforo y magnesio (Beliunchenko, 1980).

5.9. Características morfológicas de los pastos

Al igual que en otras plantas que florecen, los pastos (gramíneas) están constituidos por dos partes principales: los retoños constan del tallo (culmo) y las hojas. Las hojas de los pastos están situadas en el tallo en dos hileras opuestas alternadas, por ejemplo, la tercera hoja está arriba de la primera, la cuarta hoja está arriba de la segunda y así sucesivamente. El nudo es la zona del tallo donde emerge la hoja y puede observarse claramente que al alrededor del mismo, la porción del tallo que se encuentra entre los nudos se llama entrenudo y está envuelto por una vaina. Los tallos pueden ser erectos, ascendentes u horizontales; este último puede arrastrarse sobre la superficie del suelo y se llama estolón, o por debajo se llama rizoma (Bogdan, 1977). La hoja consiste de una vaina y limbo o lamina. La vaina es de forma cilíndrica y algunas veces comprimida, es la parte baja de la hoja y abraza al tallo; su función principal es proteger y dar soporte a la parte tierna que se encuentra en la zona inferior del entrenudo en el tallo; lo cual es necesario por su crecimiento intercalado, cada entrenudo se alarga a partir de su base por un tiempo considerable y cesa después de que el ápice ha detenido

su crecimiento. En el ápice de la vaina nace el limbo que es una porción linear de hoja plana o algunas veces doblada o enrollada, cuya función principal es realizar la fotosíntesis. El limbo se refiere más bien a la hoja funcional. Más abajo del entrenudo, en la axila de la hoja, se encuentra una yema que puede o no desarrollarse en un tallo lateral entre la yema y el tallo existen unas protuberancias que se asemejan a unas hojas con dos quillas, conocidas como profilo. En la línea de separación entre la vaina y el limbo, se presenta una pequeña saliente llamada lígula que es membranosa, a veces se reduce a un anillo o un anillo de pelos, y en raros casos no existe (Bogdan,1977).

5.10. *Pennisetum purpureum* VAR CT-115

5.10.1. Algunas características del género *Pennisetum purpureum*

El pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum*) Schumach es una gramínea de origen africano; fue descubierta en África Tropical (actual Zimbabwe) en 1905, por el Coronel Napier.

Cuadro 2: Taxonomía del pasto maralfalfa (*P. purpureum*)

Reino:	<i>Planta</i>
Filo:	<i>Magnoliophyta</i>
Clase:	<i>Liliopsida</i>
Reino :	<i>Poales</i>
Familia:	<i>Poaceae</i>
Género:	<i>Pennisetum</i>
Especie:	<i>P. purpureum</i>

(Instituto Nacional de Biodiversidad., 1997)

El género *Pennisetum* se encuentra distribuido en regiones de clima tropical y

subtropical, representado por un alto número de especies y variedades. Ramos *et al.*, (1979) informan que ha sido cultivado también en algunas regiones de China y Japón.

5.11. Características botánicas

5.11.1. Órganos vegetativos

5.11.1.1. Raíces

Las raíces del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp*) son fibrosas y forman raíces adventicias que surgen de los nudos inferiores de las cañas. Estas cañas conforman el tallo superficial el cual está compuesto por entrenudos, delimitados entre sí, por nudos. Los entrenudos en la base del tallo son muy cortos, mientras que los de la parte superior del tallo son más largos. Los tallos no poseen vellosidades. Las ramificaciones se producen a partir de los nudos y surgen siempre a partir de una yema situada entre la vaina y la caña (Häfliger & Scholz 1980).

5.11.1.2. Tallos

El pasto maralfalfa se caracteriza por su crecimiento erecto de tallos muy delgados, que en su base forma un macollo levemente decumbente en la mayoría de los sacos (Häfliger & Scholz 1980).

Las cañas conforma el tallo superficial el cual está compuesto por entrenudos, delimitados entre sí, por nudos(figura 1). Los entrenudos en la base del tallo son muy cortos, mientras que los de la parte superior del tallo son más largos. Los tallos no poseen vellosidades. Las ramificaciones se producen a partir de los nudos y surgen siempre a partir de una yema situada entre la vaina y la caña (Häfliger & Scholz 1980).



Figura 1: Morfología de los tallos del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp.*).

5.11.1.3. Hojas

Las hojas son los órganos laterales del tallo llevadas individualmente en los nudos, normalmente está formada de dos partes la vaina y el limbo. La vaina de la hoja surge de un nudo de la caña cubriéndola de manera ceñida. Los bordes de la vaina están generalmente libres y se traslapan. Es muy común encontrar bordes pilosos, siendo esta una característica importante en su clasificación (figura 2). La lígula, que corresponde al punto de encuentro de la vaina con el limbo, se presenta en corona de pelos. Mientras que la longitud y el ancho de las hojas pueden variar ampliamente dentro de una misma planta, la relación entre estas dos medidas parece ser un parámetro menos variable y muy útil al momento de clasificar las gramíneas (Häfliger & Scholz 1980). En el caso particular del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp.*) el comportamiento de esta característica fue diferente. La presencia de pelos en el borde de las hojas, es otro elemento fundamental en la descripción de esta especie (figura 2).

Los pastos de origen tropical en los primeros estados de crecimiento presentan pared celular delgada, con poca fibra, permitiendo una fácil ruptura y tiempos

cortos de digestión. Cuando incrementa la madurez, las estructuras vasculares de las hojas se hacen más gruesas (figura 2), así mismo el tejido vascular y el esclerénquima tanto de las hojas como los tallos se van lignificando haciéndose físicamente más fuertes y difíciles de reducir en tamaño. A estas edades las células se unen fuertemente tanto vertical como lateralmente extendiéndose esos factores estructurales a capas del esclerénquima vascular y en los tallos a las células del parénquima entre los enlaces reduciendo los espacios intercelulares como consecuencia de lignificación entre capas y enlaces muy fuertes los cuales no dan puntos de quiebre e incrementan la resistencia a la digestión microbiana (Silva y Carvalho, 2005).

Esa reducción del N se explica con lo reportado por Norton (1981) quien concluyó que la edad es el principal factor que afecta la concentración de N en las partes de la planta. Esto es debido a que con aumentos en la edad de la planta se reduce la relación lámina-vaina.

Debido a que la proteína de los cloroplastos es la mayor proporción de proteína encontrada en las células de las plantas, no debe sorprender que la porción verde de la lámina contenga mayor N que la fracción de la vaina independiente del estado de desarrollo. Cuando la planta envejece se incrementa la relación de vaina, incrementa el material muerto y las hojas sombreadas. Como el número de cloroplastos es mayor en la porción de las hojas expuestas a la luz, la concentración de N será elevada cuando la relación de láminas en la planta sea alta, es decir plantas jóvenes (Clavero, 1993).

Reportes de literatura (Clavero, 1993) relacionan carbohidratos no estructurales (CNE) en órganos de reserva con persistencia de las plantas y rebrote después de la defoliación. Así mismo, indican que la habilidad de los pastos tropicales perennes de rebrotar después de una defoliación severa depende en casi su totalidad de la cantidad de reservas de carbón disponible.

Estas reservas de carbón pueden afectarse por defoliaciones frecuentes (3 semanas) debido a una reducción en área foliar la cual reduce la capacidad

fotosintética y la posibilidad de acumular excedentes de la misma. Además, plantas defoliadas con mucha frecuencia reducen la masa de rizomas, con tallos basales delgados, raíces superficiales con menos peso y desarrollo e incremento en la senescencia de material radicular, todo esto impacta en forma negativa la concentración de carbohidratos (Clavero, 1993; Clavero, 2003).



Figura 2: Morfología de las hojas del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp.*)

5.11.2. Órganos reproductivos

5.11.2.1. Flores

En general, lo que se considera como la flor de las gramíneas no es más que una inflorescencia parcial llamada espiga. De acuerdo con la ramificación del eje principal y la formación o no de pedicelos en las espigas, se pueden distinguir diversos tipos de inflorescencias siendo las más generales la espiga, la panícula y el racimo. En el caso particular del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp.*), las inflorescencias se presentan en forma de panícula (figura 3) las cuales son muy características del género *Pennisetum* (Häfliger & Scholz, 1980).

En este tipo de inflorescencia, del eje principal surgen ramificaciones verticiladas o individuales que se siguen ramificando. Las panículas son contraídas y presentan ramas primarias reducidas a fascículos espinosos, con una o más espigas terminadas en espigas. Se da una desarticulación en la base de los fascículos, y

estos forman espinas con bases transversales espinosas, y barbas punzantes hacia afuera y hacia arriba (Häfliger & Scholz, 1980).

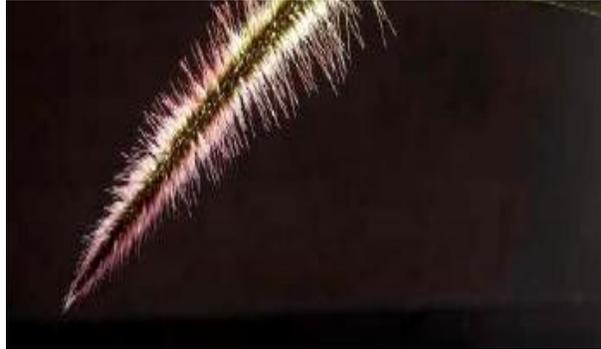


Figura 3: Inflorescencia del pasto maralfalfa (*pennisetum sp.*).

5.11.2.2. Espiguillas

En el pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp*) es típica del género *Pennisetum*, esto es, presenta seis brácteas: dos glumas, dos lemas y dos paleas (figura 4). Sin embargo, hace falta adelantar una descripción más detallada de las mismas. Algunas claves para su clasificación a partir de las estructuras que se pudieran hallar, son las siguientes: las flores bajas pueden ser estériles y vigorosas o sin estambres, las flores superiores pueden ser fértiles, con un tamaño entre la mitad o igual al de las flores inferiores; las primeras glumas pueden estar fusionadas con callos, sin rodear la base de la espiga y sin aristas; la lema de la parte superior es suave, sin arista, de color café a amarillo o púrpura, glabrosa, con márgenes redondeadas o planas, sin aristas; la palea de las flores superiores están presentes. Poseen tres estambres; y las anteras son oscuras o grises (Dawson y Hatch, 2002).

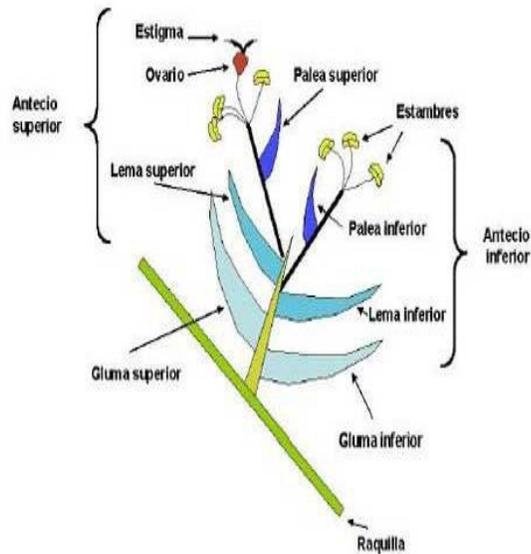


Figura 4: Esquema de las espiguillas del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp*)
Carulla, (1999).

5.12. Obtención del clon CT-115

Para lograr este objetivo, se utilizaron diferentes técnicas capaces de producir mutantes (Martínez *et al.*, 1986) y una de ellas fue el cultivo de tejidos “in vitro”, a partir de callos embriogénicos provenientes de conos apicales de king grass (*Pennisetum purpureum*) hasta obtener el clon CT-115, el cual se a utilizado en la producción de forraje, en pie, por sus características promisorias (Herrera, 1997 y Martínez, 1998).

El CT-115 como comúnmente se le conoce, es muy utilizado en Cuba y se está extendiendo en México y otros países. Este clon tiene menos altura que el resto de los clones. Tiene, además, mayor ahijamiento, relación hoja – tallo y contenido de azúcares; florece muy poco y una de las características más importantes es que responde bien después del pastoreo, lo que favorece su consumo directo en el pastizal (Martínez, 1996 y Martínez, 2001). También, dentro de los clones logrados en Cuba se encuentra el CT-169 que posee mayor tamaño que el CT-

115, por lo que se utiliza como forraje (Ramírez et al. 2008).

5.12.1. Algunas de las características productivas del *Pennisetum purpureum* Var. CT-115

- Acortamientos de los entrenudos, que se produce después de los 45 días del rebrote; por ello, prácticamente no florece y su estructura cambia poco con la edad (Martínez *et al.*, 2001).
- El acortamiento no afecta la producción de hojas y en muy poca su extensión y dimensión, incluyendo las vainas. Por ello, aumenta considerablemente la proporción de hojas y la calidad del material cosechado (Martínez *et al.*, 2001).
- Aventaja al king grass en 1 unidad de proteína y de 3–4 unidades porcentuales de digestibilidad (Martínez *et al.*, 2001).
- Este somaclón es apropiado para almacenar forraje “en pie” con altos rendimientos y una calidad aceptable, dada su alta proporción de hojas. A los 6 meses de edad y en condiciones de sequía, su altura es casi un metro inferior a la del King grass; pero con una alta densidad de materia verde (Martínez *et al.*, 2001).
- El tallo es más blando y con menor resistencia al corte que el king grass, los 6 meses su proporción de hojas supera el 35% y alcanza rendimientos superiores a 40 t MS/ha/año (2500 t MV/ha/año). (Martínez *et al.*, 2001).

Varios son los países (México, Cuba y Colombia) que utilizan en la actualidad los clones como planta de pastoreo tanto para la producción de leche como para la producción de carne. Martínez *et al.*, (2001) obtuvo resultados satisfactorios con el empleo del CT -115, en sistema rotacional.

Desde el punto de vista nutritivo, esta tecnología aventaja al suministro de caña y King grass molidos, porque las hojas seleccionadas por los animales al CT 115

son de mayor valor nutritivo; pero el autor sugiere que la principal ventaja consiste en que no hay que cortar, moler y acarrear el forraje hasta donde están las vacas, pues estas mismas lo toman directamente debido a su bajo porte. (Martínez *et al.*, 2001)

En el (cuadro 3) se menciona la composición química del *Pennisetum purpureum* var. CT-115 en base seca dividido en hojas, tallos y planta completa (Martínez., 2001).

Cuadro 3: Composición química en BS del *Pennisetum* CT-115, %.

Indicadores	Hojas	Tallos	Planta completa
Proteína bruta	14.25	7.06	11.38
Energía bruta	1.40	1.60	1.42
Ceniza	4.01	7.04	6.58
FND	67.39	68.98	68.23
FAD	40.78	38.83	39.43
Lignina	3.80	4.22	3.97
Celulosa	32.24	35.79	32.86
Hemicelulosa	26.61	30.15	28.80
N-F.N.D.:N	39.5	54.1	49.50
Digestibilidad MS por KOH	54.16	48.52	35.88

(Martínez., 2001).

Dentro de las características favorables que tienen los *Pennisetum*, es la

posibilidad de rebrotar, asociado a la disponibilidad de reservas con que cuenta el tallo. (Martínez *et al.*, 2001).

Como es conocido, el problema de la alimentación en época seca no es sólo de la cantidad disponible, sino también de la calidad de los pastos y forrajes. (Herrera, 1997) señaló que los contenidos de FND, celulosa, hemicelulosa y ceniza de las fracciones estudiadas fueron inferiores a las señaladas por otros autores, en otras variedades de este género, en condiciones edafoclimáticas similares; así mismo, el contenido de lignina es inferior al señalado para una especie de este género e incluso con menores edades de corte.

5.13. Edades de corte del pasto

Inicialmente cuando se seleccionaban plantas forrajeras, la atención se concentraba en la comparación entre especies y variedades de plantas, especialmente en sus diferencias en rendimiento y composición química. Sin embargo, el comportamiento animal puede ser afectado no sólo por esos aspectos, sino por la madurez del pasto y la presión de pastoreo al utilizarlo, su índice de recuperación, de si la planta creció expuesta o no al sol intenso, etc. (Gutiérrez, 1996).

Los primeros estudios efectuados centraron su atención en lo que se consideraba era la limitante principal de los pastos tropicales, es decir, su baja concentración de proteína cruda, sin embargo, con la práctica de la fertilización y del riego cuando las lluvias escaseaban, pastoreando plantas jóvenes, los pastos eran capaces de proporcionar cantidades suficientes de proteína cruda, minerales y vitaminas, en tanto que la provisión de energía resultó limitante para la producción animal. En este sentido parecen haber muchas evidencias. Revisiones de literatura sobre el tema han permitido establecer que los pastos tropicales tienen potencial para que el ganado bovino lechero produzca de 10 a 11 litros/día a partir de la proteína, pero en términos de la energía proveída sólo podrán producir de 7 a 8.5; en ganado comercial de carne es factible obtener ganancias de peso de 750 a 800 gramos diarios con base a la proteína y de 650 a 750, en función de la

energía (Gutiérrez, 1996).

En caprinos aparentemente pueden alcanzarse niveles de 1,3 a 1,5 litros de leche o ganancias de 80 a 90 gramos/día con base a la proteína de follajes de árboles y arbustos, pero cuando se refiere a la energía disponible, probablemente las producciones no podrán ir más allá de 1,0 a 1,2 litros o de 60 a 70 gramos diarios. Todo parece señalar, que cuando se manejan bien los pastos y se les utilizan en el momento apropiado, el principal factor que limita la producción animal es su contenido en energía. Cuando el contenido de proteína cruda declina por debajo del 12% en un pasto que está siendo utilizado para alimentar animales de alto potencial relativo de producción en el trópico, se limita su rendimiento, sin embargo, cuando los niveles llegan a 7 y 8% de proteína cruda solo alcanzaran para cubrir los requerimientos de mantenimiento de los animales. Niveles mayores al 13.5% de proteína determinarían que la energía sea el factor limitante (Gutiérrez, 1996).

En praderas naturales tropicales, con especies nativas por lo general el contenido de proteína solo será satisfactorio en el primer mes del periodo de crecimiento anual del pasto, puesto que a medida que este madura, el contenido de proteína declina considerablemente y el de componentes estructurales de baja digestibilidad o indigestibles se incrementa. Bajo estas circunstancias, la producción animal será baja debido no solo a la declinación del tenor de proteína, sino también a que con ello se induce a una merma en la digestibilidad de la materia seca, lo que a su vez afecta el consumo voluntario. Si se trabaja con cargas muy bajas o presiones de pastoreo reducidas, se podría dar la oportunidad a los animales para que por selectividad consuman partes de alto valor nutricional, lo que permitiría un comportamiento animal individual aceptable, sin embargo, el producto animal a obtenerse por unidad de superficie se reducirá sosteniblemente y en consecuencia, la producción de la finca será inferior. La fertilidad del suelo, especialmente la disponibilidad de nitrógeno, el grado de madurez de la planta y la época del año, son los elementos que más comúnmente afectan el valor nutricional de un pasto. Aunque este también sea afectado por la cantidad y

distribución de las lluvias, cambios en las temperaturas a las que crece el pasto, intensidad lumínica durante su desarrollo, aspectos variantes en el manejo de las plantas, etc., factores que pueden determinar que un pasto no manifieste su potencial productivo y nutricional (Gutiérrez, 1996).

Márquez, Sánchez, Urbano y Dávila (2007), en su estudio evaluación de la frecuencia de corte y tipos de fertilización sobre tres genotipos de pasto elefante (*Pennisetum purpureum*) en rendimiento y contenido de proteína con la finalidad de determinar el efecto de la frecuencia de corte y tipos de fertilización nitrogenada en tres genotipos del pasto elefante, realizaron un ensayo en la finca Judibana, de la Universidad de Los Andes, en El Vigía, estado Mérida, Venezuela, ubicada a 67 msnm. Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar con tres repeticiones; los tratamientos fueron dos frecuencias de corte (F1: 49 y F2: 63 días), tres genotipos (G1: Taiwán A-146, G2: Morado y G3: Maralfalfa y tres tipos de fertilizaciones (N1 estiércol de bovinos, equivalente a 91 kg N/ha/año, N2 y N3 urea, correspondiendo a 343 y 686 kg N/ha/año, respectivamente). El efecto FxG influyó significativamente sobre el rendimiento de materia seca total (MST) y proteína cruda (PC). Los rendimientos fueron 40.9, 29.7 y 37.7 t MS/ha/año para G1, G2 y G3, respectivamente. En relación con el porcentaje de materia seca, se detectaron diferencias. El contenido de proteína cruda disminuyó con la edad de los rebrotes, estimándose la relación $PC = 17,7 - 0,18 \times F$ (días). Se concluye que los mayores rendimientos de materia seca se lograron con Taiwán A-146 y Maralfalfa con la F2 y N2, mientras que el mayor contenido de proteína se obtuvo con el pasto morado y la F1. La fertilización con nitrógeno influyó positivamente en la producción de forraje y el contenido proteico de los tres genotipos de pasto elefante.

Cardona (2007), en su estudio calidad nutricional del pasto maralfalfa cosechado a dos edades de rebrote, con la finalidad de establecer el efecto de la edad de corte sobre el valor nutricional del pasto maralfalfa, tres muestras de este pasto fueron recolectadas al azar a los 56 y 105 días de rebrote provenientes de una parcela demostrativa ubicada en el Centro Paysandú de la Universidad Nacional de

Colombia, Sede Medellín. En cada una de estas muestras se determinó el contenido de proteína cruda (PC), proteína insoluble en detergente neutro (PCIDN), proteína insoluble en detergente ácido (PCIDA), fibra en detergente neutro (FDN), lignina (Lig), cenizas (Cen) y extracto etéreo (EE). Por diferencia se estimó el contenido de carbohidratos no estructurales (CNE) y se calculó el contenido de nutrientes digestibles totales (NDT1x) y de energía neta de lactancia (ENI1x). Se determinó, así mismo, el contenido de calcio (Ca), fósforo (P), magnesio (Mg) y potasio (K) en las muestras recolectadas. Se adelantó una prueba de degradabilidad ruminal de la MS y de la PC, y de la liberación ruminal del Ca, P, Mg y K. Las muestras que se utilizaron en estas determinaciones, se molieron en criba de 1.5 mm, se empacaron en bolsas de nylon de 5 x 10 cm (aproximadamente 3.0 gr/bolsa) y se incubaron durante 0, 2, 6, 12, 24, 48 y 72 horas en el rumen de cuatro vacas Holstein canuladas, utilizando una bolsa para cada tiempo en cada animal. Al avanzar la edad de corte se redujo la concentración de PC, PCIDN, PCIDA, EE y CNE aunque no se modificó la de Lig, Cen y la de los cuatro minerales. Los NDT1x y la ENI1x se redujeron con la edad de corte pero no modificó los parámetros de cinética de la liberación de los minerales excepto en el caso del Mg. En general, el Ca fue el mineral con menor liberación efectiva en el rumen siendo el K el que presentó el mayor valor para este parámetro.

La edad es otro de los factores importantes que afectan el valor nutricional de los pastos y la cual se encuentra íntimamente asociada con el manejo y utilización que se le dé a las plantas forrajeras. La edad afecta principalmente la estructura, la morfología y la composición química de las plantas. Así mismo, la edad hace que las hojas y los tallos se deterioren más rápido, efecto que se va acrecentando por las altas temperaturas que prevalecen en el trópico. La relación hoja: tallo se reduce con la edad, aumentándose la proporción de hojas muertas y la caída de estas al suelo. De igual manera, los tallos y las hojas por su parte, también reducen su valor nutricional con la edad, especialmente su contenido de nutrimentos y su digestibilidad. Mucha es la literatura que indica que a medida que los pastos envejecen su calidad nutricional desmerece; ello es consecuencia

directa de un incremento en la proporción de componentes estructurales en la planta y a la disminución de los carbohidratos solubles, proteína cruda, minerales y digestibilidad.

La edad interactúa fuertemente con la fertilización nitrogenada. Al respecto, mucho se ha recurrido a la aplicación de nitrógeno para mejorar la calidad nutricional de pastos maduros o de edad avanzada, lo que en muchos casos se ha conseguido, sin embargo, se debe tener mesura con esta práctica especialmente considerar los costos, pues no siempre resulta conveniente económicamente. En esta situación deben considerarse otros factores como son, tipo de suelo, especie de pasto, época del año para realizar la práctica, momento de aplicar nitrógeno y su dosis. Con la edad, la fertilización y las lluvias se acelera al aumento de carbohidratos estructurales y se incrementa el nitrógeno pero se reducen el fosforo y el potasio; el calcio y el magnesio pueden incrementarse. En la época seca se adelantan los efectos de la edad sobre la calidad del pasto, pero con la fertilización pueden retrasarse. En consecuencia, se puede indicar, que la edad y la fertilización, son aspectos del manejo de los pastos que no deben considerarse independientemente, sino juntos para conseguir los mejores efectos combinados y las mayores ventajas económico-productivas. La digestibilidad en todos los casos disminuye con la edad. La única excepción, si es que así puede llamársele, es cuando se trabaja con caña de azúcar en donde con la edad se mejora el valor nutricional, incrementa su digestibilidad y mejora su contenido de energía. Este efecto se acrecienta durante la época seca (Gutiérrez, 1996).

(Chacón y Vargas 2009) en su estudio digestibilidad y calidad del (*Pennisetum purpureum*) a tres edades de rebrote, mencionan que en muchas explotaciones pecuarias el forraje es considerado la fuente de menor costo para suplir nutrientes a los animales, por lo que el éxito de dichas empresas depende en una gran proporción del adecuado uso y manejo de este elemento. La necesidad de aumentar la producción de la tierra disponible para actividades agropecuarias, obliga a los productores a recurrir a alternativas que aporten volumen pero que a su vez impriman calidad para la producción, por lo cual deben implementar

pasturas manejadas bajo un régimen de corte y acarreo, con el fin de suplir las necesidades diarias de los hatos. Una de las variedades de pasto más utilizada es el (*Pennisetum purpureum*), que se caracteriza por tener una buena producción de biomasa de calidad nutricional aceptable. El adecuado manejo de dicho pasto, involucra aspectos tales como la edad de rebrote, la cual está íntimamente ligada a la relación hoja-tallo que presenta el material ofrecido a los animales y que va a definir en gran parte el aprovechamiento que se puede lograr del material disponible; al mismo tiempo, dicha variable puede ayudar a identificar la edad de cosecha óptima en la cual el material obtenido presente las más aptas características físicas y químicas para la producción.

5.14. Producción de forraje

Según <http://www.infoagro.com> (2005), Menciona que en zonas con suelos pobres en materia orgánica, que van de franco-arcillosos a franco-arenosos, en un clima relativamente seco, con pH de 4.5 a 5 a una altura aproximada de 1.750 msnm y en lotes de tercer corte, se han obtenido cosechas a los 75 días con una producción promedio de 28.5 kg por metro cuadrado, es decir, 285 toneladas por hectárea, con una altura promedio por caña de 2.50 metros. Los cortes se deben realizar cuando el cultivo alcance aproximadamente un 10% de espigamiento.

5.15. Calidad de Forraje

La calidad de forraje en la literatura está definida como la digestibilidad de la materia seca, y se habla de calidad de forraje como valor nutritivo, calidad nutritiva y composición nutritiva entre los principales términos. La calidad de forraje también se considera como la capacidad de un forraje para cubrir las necesidades nutricionales de los animales (Agnusdéli, 2007). Los pastos tropicales están caracterizados por tener un nivel bajo en proteína y baja digestibilidad que influye con el consumo de este. Pírelas (2005) señala que la capacidad que tiene el pasto para aportar nutrientes para el animal ya sea para el mantenimiento, crecimiento, reproducción y producción es lo que se le denomina calidad de forraje. Según Allison (1985) la calidad de un forraje en la producción animal está determinada en

mayor proporción en la cantidad consumida por los animales aún más que su composición química. La calidad del forraje puede considerarse como una propiedad de los forrajes que puede estar ligada a la respuesta del animal, esta se puede evaluar considerando un forraje de alta calidad cuando este tiene en promedio 70% de digestibilidad in vitro de la materia seca (DIVMS), menos del 50% de fibra detergente neutra (FDN) y más del 15% de proteína bruta (PB). Por lo contrario, en uno de baja calidad la DIVMS tiende a disminuir a menos de 50%, la FDN se eleva a más del 65% y la PB baja a menos del 8% (Marco, 2011). La calidad del forraje se ve afectada por diversos factores como los son factores morfológicos de la planta como el número de hojas, la etapa morfológica o edad de la planta en la que se realiza el corte, factores climáticos como precipitación, temperatura y radiación, también interviene el manejo con el cual se pueden mejorar las características del pasto y la calidad del forraje. La calidad de forraje está ligada a su digestibilidad, su consumo y la eficiencia con que sus nutrientes son usados por el animal (Agnusdéli, 2007).

5.15.1. Consumo

La variación en el consumo voluntario de forraje es sin duda el principal factor en la alimentación que determina el nivel de eficiencia en la producción. Minson (1990) señala que el consumo voluntario se define como la cantidad de materia seca que el animal puede consumir en un día, siempre y cuando los animales tengan alimento en exceso o libre acceso. Según Mejía (2002) el consumo voluntario también se encuentra a la disposición de otros factores pudiendo disminuir la cantidad de consumo o incrementarla así aumentando la producción, un animal al tener alimento a libre acceso este debe consumir hasta satisfacer sus requerimientos nutricionales, pero el consumo total es limitado por factores físicos, estado fisiológico del animal y características de la planta, manejo de alimento así como el de los animales y por supuesto también por los factores ambientales que tienen un papel importante en la alimentación animal. Minson (1990) menciona que la regulación del consumo se encuentra influenciado por las características de los animales y del alimento, las principales teorías de regulación del consumo son:

la teoría física, relacionada con la capacidad del tracto digestivo de los animales, y la teoría quimostática, basada en la densidad calórica de la dieta. El consumo de forraje por los animales es controlado por factores propios del animal, del forraje y del ambiente. La mayoría de estos factores están presentes en los animales en estabulación y en animales en pastoreo. Según Allison (1985) las dietas con alto contenido de fibra y baja en energía son consumidas en menor cantidad, esto debido a que el principal factor es la capacidad del retículo – rumen. Además la velocidad en que pasa el alimento a través del tracto digestivo y la absorción de este son factores que modifican el consumo de los alimentos. Los factores que afectan el consumo señalados por (Mejía 2002) están ligados a las propiedades nutritivas del alimento como su composición química, características del animal como la capacidad del tracto digestivo y las necesidades energéticas del animal.

Los principales factores en los animales que hacen variar el consumo son:

- **Tamaño corporal.** La demanda de energía depende del tamaño corporal o del peso metabólico, las necesidades de energía por unidad de peso de animales pequeños son mayores que para animales de talla grande, por esa razón los animales pequeños son más eficientes. (Mejía, 2002).
- **Estado fisiológico.** Los requerimientos de los animales sufren cambios importantes en las fases de crecimiento y en los ciclos reproductivos. Las demandas de energía se incrementan en etapas de lactancia y gestación (Mejía, 2002).
- **Condición corporal.** El consumo está relacionado con la condición corporal al igual por el tamaño corporal. Los animales que están en un periodo compensatorio comen más por unidad de peso vivo que animales que estuvieron bien alimentados con anterioridad (Mejía, 2002).

El comportamiento de la dieta también juega un papel importante en la regulación del consumo como la solubilidad, la fracción no soluble pero fermentable, la tasa constante de fermentación y tamaño de las partículas. Factores como la energía,

proteína, minerales, fibra detergente neutra y la palatabilidad de la dieta influyen en el consumo. Las condiciones ambientales como la temperatura y la humedad influyen en el comportamiento, función y productividad de los animales, alterando el consumo de alimento y afectando también el consumo de agua. Las enfermedades y padecimiento de los animales también pueden alterar el consumo voluntario (Araujo, 2005).

5.16. Digestibilidad

El aprovechamiento de un alimento se mide por la digestibilidad, la cual señala el porcentaje del alimento que es utilizado por el organismo. La digestibilidad se constituye por dos procesos, la digestión que corresponde a la Composición Humedad 79,33% Cenizas 13,50% Fibra 53,33% Grasa 2,10% Carbohidratos solubles 12,20% Proteínas crudas 16,25% Nitrógeno 2,60% Calcio 0,80% Magnesio 0,29% Fósforo 0,33% Potasio 3,38% Proteínas digeribles 7,43% Total Nitrógeno Digerible 63,53% hidrólisis de las moléculas complejas de los alimentos, y la absorción de pequeñas moléculas (aminoácidos, ácidos grasos) en partes del tracto digestivo (Manríquez, 1994).

La digestibilidad de un alimento puede definirse como la cantidad de alimento que no es excretada y por lo tanto si no es excretada se considera que es absorbida por el animal, sin embargo hay pérdidas de los nutrientes por otras funciones del cuerpo (McDonald *et al.*, 2002). Conocer las propiedades nutritivas de los alimentos es fundamental, los análisis químicos no son suficientes para evaluar los alimentos, es necesario considerar los procesos de digestión, absorción y metabolismo animal, y qué efectos tienen sobre los nutrientes que el alimento aporta (Bondi, 1989).

Flores (1986) señala que la digestibilidad también abarca los procesos que sufren los alimentos en el tracto digestivo, estos van desde la masticación, la mezcla de los alimentos con la saliva, la digestión, su descomposición química y la absorción de nutrientes, hasta desechar todo lo que no fue utilizado por el organismo.

Las pruebas de digestibilidad permiten calcular la proporción de nutrientes presentes en una ración y la proporción de estos que pueden ser absorbidos por el aparato digestivo del animal (Church *et al.*, 2007).

Los métodos utilizados para determinar la digestibilidad de los alimentos son principalmente dos, el método in vivo y el método in vitro, el primero se utilizan los animales para realizar el experimento y en segundo método se trata de reproducir en el laboratorio los fenómenos ocurridos de manera natural en los animales. Las pruebas de digestibilidad se realizan con el fin de obtener y evaluar la proporción de un nutriente o ración que es utilizada por los animales, otro fin es cuantificar el contenido y aporte de nutrientes de los alimentos (Tobal, 2002).

La digestibilidad de los nutrientes es muy importante, pues nos representa el aprovechamiento de estos por el animal, pues no todos los nutrientes contenidos en el alimento proporcionado son utilizados. En ocasiones no se dispone de este valor, pero se han desarrollado fórmulas para calcularlos por medio de coeficientes de digestibilidad a partir de la composición química de un alimento obtenida por un análisis proximal de Weende (Romero, 2011).

Los coeficientes de digestibilidad de los nutrientes son utilizados frecuentemente pero debe considerarse que no todo lo excretado es alimento no digerido, sino parte de esta se encuentran también enzimas, sustancias secretadas por el tracto digestivo y células de descamación epitelial (McDonald *et al.*, 2002).

Al calcularse la digestibilidad aparente (Church *et al.*, 2007) señalan que se abarcan los nutrientes contenidos en el alimento que no son digeridos o que no fueron absorbidos en el tracto gastrointestinal y que componen las heces, también abarca restos endógenos como fracciones y secreciones digestivas, células desprendidas de la mucosa intestinal que alteran los resultados de las pruebas en el porcentaje de nitrógeno, grasas, carbohidratos y sustancias inorgánicas.

La importancia de la digestibilidad va más allá de la nutrición, también percute en economizar la alimentación, por lo que es necesario proporcionar alimentos con

alta digestibilidad. Ruiz (2011) en un trabajo menciona que la digestibilidad de los pastos es una clave importante para determinar si son de buena calidad, ya que la digestibilidad sin importar con que método fue calculada nos ofrece un dato próximo de la fracción del alimento que es absorbida en el tracto digestivo de las especies animales.

Los análisis que se han estado realizando con muestras del pasto Maralfalfa han arrojado resultados muy diversos. Correa *et al.*, (2005) en su investigación analizaron el *Pennisetum* sp. Las muestras las obtuvieron de parcelas con diferentes tratamientos, una parcela se sometió a una fertilización utilizando una mezcla de fertilizantes químicos y orgánicos, además se tomaron muestras para realizar la digestibilidad in situ a los días 70, 90 y 110 de rebrote, se obtuvo en promedio 35 % en degradabilidad ruminal de la materia seca en muestras fertilizadas y 36.43% en las muestras no fertilizadas teniendo un promedio del experimento de 35.71% en degradabilidad de la materia seca (MSDR).

Sosa *et al.*, (2006) determinaron la digestibilidad del pasto Maralfalfa *Pennisetum* sp., para su análisis utilizaron 8 cabras hembras alimentadas con el 1.8% de peso vivo de pasto Maralfalfa. Utilizando el método de digestibilidad in vivo determinaron que la digestibilidad de la materia seca fue de 68.11%.

Clavero y Razz (2009) realizaron un estudio donde se calculó la digestibilidad in vitro de la materia seca (IVDMD) del pasto Maralfalfa (*Pennisetum purpureum* x *Pennisetum glaucum*). Las muestras que se evaluaron fueron recolectadas con una frecuencia de corte de 3, 6 y 9 semanas los resultados fueron en 3 semanas 62.45%, en 6 semanas 55.75% y 9 semanas 52.10%, con lo que concluyeron que la edad del pasto interviene en el porcentaje de digestibilidad. Estudios realizados con pasto Maralfalfa han dado como resultado diferentes proporciones de digestibilidad de materia seca (MS).

5.17. Aspectos a considerar para mejorar el rendimiento

5.17.1. Condiciones agroclimáticas

<http://www.infoagro.com> (2005), indica en alturas comprendidas desde el nivel del mar hasta 3000 msnm. Se adapta bien a suelos con fertilidad media a alta, su mejor desarrollo se obtiene en suelos con buen contenido de materia orgánica y buen drenaje.

5.17.2. Rendimiento

<http://www.infoagro.com> (2005), menciona que se han cosechado entre 28 kg y 44 kg por metro cuadrado, dependiendo del manejo del cultivo.

5.17.3. Siembra

<http://www.infoagro.com> (2005), determina que la distancia recomendada para sembrar la semilla vegetativa, es de cincuenta centímetros (50 cm) entre surcos, y dos cañas paralelas máximo tres centímetros (3 cm) de profundidad. La cantidad de semilla necesaria por ha, es de 3.000 kilos de tallos.

5.17.4 Altura

<http://www.infoagro.com> (2005), informa a los 90 días alcanza alturas hasta de 4 metros de acuerdo con la fertilización y cantidad de materia orgánica aplicada.

5.17.5 Corte

<http://www.infoagro.com> (2005), indica que para el primer corte se debe dejar espigar todo el cultivo, los siguientes cortes cuando la planta tenga un 10% de espigamiento, aproximadamente a los 40 días posteriores a cada corte.

5.17.6. Fertilización

<http://www.infoagro.com> (2005), da a conocer que responde muy bien a la aplicación de materia orgánica y a la humedad sin encharcamiento. Después de cada corte se recomienda aplicar por hectárea lo siguiente: de urea un saco y de

cloruro de potasio un bulto.

5.17.7. Uso

<http://www.heniheny.googlepage.com> (2008), determina que lo consumen bien los bovinos, equinos, caprinos y ovinos. Se ha ensayado con muy buenos resultados el suministro en aves y cerdo, para el ganado de leche se debe dar fresco, para el ganado de ceba y equinos se recomienda siempre suministrarlo marchito, además puede ser ensilado.

5.17.8. Como utilizarlo

<http://www.heniheny.googlepages.com> (2008), señala que en una finca con tres hectáreas de maralfalfa se puede tener 155 vacas de ordeño con 60 kilos de pasto por animal, pues, cada hectárea llega a producir más de 280.000 kilos que dividimos en los 30 días del mes, da 9.333 kilos día. Si cada vaca produce en promedio 15 litros de leche se le deben dar tres kilos de concentrado por día. En novillos de engorde se han alcanzado hasta los 1.416 g diarios de ganancia en peso, a base de pasto maralfalfa, agua y sal a voluntad.

5.18. Nutrición animal con alimentación del pasto

Una vez se haya cumplido con el requisito de "Llenar" al animal, es decir, cuando este ha comido el alimento más voluminoso, que también es el menos nutritivo, se podrá mejorar la calidad, usando pequeñas cantidades de subproductos de origen vegetal provenientes de la agroindustria, tales como salvado de arroz o semilla de algodón, que le van a ayudar a los animales a conservar la producción de leche y mantener o ganar peso vivo y mejorar la reproducción. (Shimada, 2003).

5.19. Consecuencias de la falta de adaptación en consumo animal

El mismo autor opina que "La combinación de la producción masiva de ácido láctico, la adaptación lenta de las poblaciones microbianas que utilizan el ácido láctico, y la reducida capacidad de absorción de la pared ruminal, resulta en un elevado riesgo de acidosis y favorece el desarrollo de desplazamientos de

abomaso (ya que la presencia de cantidades elevadas de ácidos grasos volátiles (AGV) en el abomaso afecta negativamente la capacidad de contracción del mismo) (Shimada, 2003).

También reduce la digestibilidad de la ración y la ingestión de materia seca. Es precisamente la disminución de la ingestión de materia seca lo que puede causar el efecto más negativo sobre la lactación que se inicia. (Shimada, 2003).

5.20. Fibras

Fibra Cruda: Son los carbohidratos insolubles que quedan en un alimento después de hervirlo en ácidos y álcalis durante el análisis inmediato, esta fracción representa la parte del alimento no digerida completamente por los animales (Shimada, 2003).

5.21. Carbohidratos en el aparato digestivo de los bovinos

El sistema digestivo de bovinos incluye 4 estómagos, por ser rumiantes mastican la comida mucho aun cuando no ingieren alimentos. Esta acción de masticación se llama ruminación y es parte del proceso que permita el rumiante obtener energía de las paredes de las células de las plantas, también llamada fibra (Shimada, 2003).

5.22. Adaptación para utilizar fibra y nitrógeno no proteico

La fibra: es la estructura que da fuerza y rigidez a las plantas y es el componente principal, los tallos de gramínea y otras plantas. Los azúcares complejos (celulosa y hemicelulosa) se encuentran encerrados en las paredes de las células e inaccesibles para animales no-rumiantes. Sin embargo, la población de microbios que viven en el retículo y el rumen permiten a la vaca obtener energía de la fibra (Shimada, 2003).

.Compuestos de nitrógeno no-proteína (NNP): no pueden ser utilizados por los animales no-rumiantes, pero las bacterias del rumen los utilizan como precursores para la síntesis de proteína. La vaca benefactora de los aminoácidos de la

proteína bacteriana producida de las sustancias de nitrógeno en los alimentos (Shimada, 2003).

.NNP = Nitrógeno no-proteico; + totalmente disponible, +/- parcialmente disponible, o no disponible (Shimada, 2003).

5.23. Aparato digestivo del bovino.

Los alimentos que consumen las especies con un solo estómago o monogástricos, como el humano, el porcino y otras especies, son digeridos por el movimiento estomacal y las enzimas. Los rumiantes o poligástricos como el bovino, caprino y ovino, tienen 4 estómagos: el rumen, el retículo, el omaso y el abomaso (figura 5).

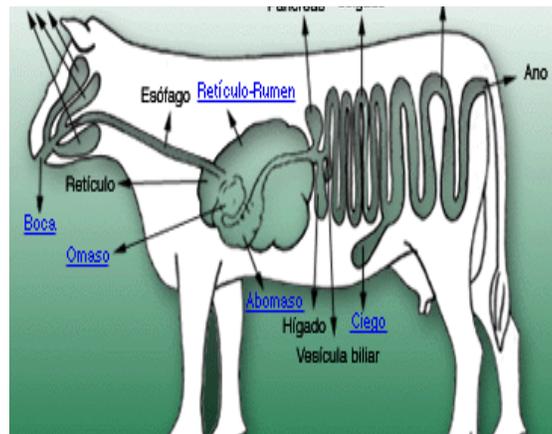


Figura 5. Aparato digestivo del bovino.

5.23.1. Retículo – rumen (fermentación)

El retículo y rumen son los primeros estómagos de los rumiantes (figura 6). El contenido del retículo es mezclado con los del rumen casi continuamente (una vez por minuto).

Ambos estómagos comparten una población densa de microorganismos (bacteria, protozoos y fungi) y frecuentemente son llamados el "retículo-rumen" (Spurgeon, 2003).

El rumen es un vaso de fermentación grande que puede contener hasta 100-120 kg de materia en digestión. Las partículas de fibra se quedan en el rumen de 20 a 48 horas porque la fermentación bacteriana es un proceso lento (Spurgeon, 2003).



Figura 6. El retículo.

El retículo es una intersección de caminos donde partículas que entran o salen del rumen están separadas. Solo las partículas que tienen un tamaño pequeño (<1-2 mm) o son densas (>1.2 g/ml) pueden proceder al tercer estómago. También se destaca que su pH es poco ácido entre 5.5 y 7.0 de acuerdo al tipo de alimento. Aquí comienza la remoción de productos (por absorción, crecimiento microbiano, paso a otros compartimentos, eructo). (Spurgeon, 2003). La atmósfera ruminal está compuesta de dióxido de carbono, 69-70%, metano 30- 40%, nitrógeno 7 %, oxígeno 0.6%, hidrógeno 0.6%, y ácido clorhídrico de 0.01%. La población de bacterias ruminales del rumen oscila de 5000-20000 millones por gramo de contenido ruminal y en el intestino contienen de 10-10000 millones por gramo de digesta (Spurgeon, 2003).

De los compuestos nitrogenados se puede clasificar en 4 grupos: nitrógeno no proteico soluble (NNP): proteína de rápida degradación; proteína de lenta

degradación y proteína completamente no degradable. Llamada la poza ruminal de nitrógeno en ovinos es de 30gr.de N₂ y 200gr. en bovinos (Spurgeon, 2003).

5.23.2. Omaso (Reciclaje de algunos nutrimentos)

El tercer estomago u omaso tiene una capacidad de aproximadamente 10 kg. El omaso es un órgano pequeño que tiene una alta capacidad de absorción (figura 7). Permite el reciclaje de agua y minerales tales como sodio y fósforo que pueden retornar al rumen a través de la saliva (Spurgeon, 2003).



Figura 7. El omaso.

5.23.3. Abomaso (digestión ácida)

El cuarto estomago es el abomaso (figura 8). Este estomago parece al estómago de los animales no-rumiantes. Secreta ácidos fuertes y muchas enzimas digestivas. En los animales no rumiantes, los alimentos primeros son digeridos en el abomaso (Spurgeon, 2003).



Figura 8. El abomaso.

Sin embargo en rumiantes, los alimentos que entran el abomaso son compuestos principalmente de partículas no fermentadas de alimentos, algunos productos finales de la fermentación microbiana y los microbios que crecieron en el rumen:

- Secreción de ácidos fuertes y enzimas digestivas (Spurgeon, 2003).
- Digestión de alimentos no fermentados en el rumen algunas proteínas y lípidos (Spurgeon, 2003).
- Digestión de proteínas bacterianas producidas en el rumen (0.5 a 2.5 kg/) (Spurgeon, 2003).

5.23.4. Intestino Delgado e Intestino Grueso

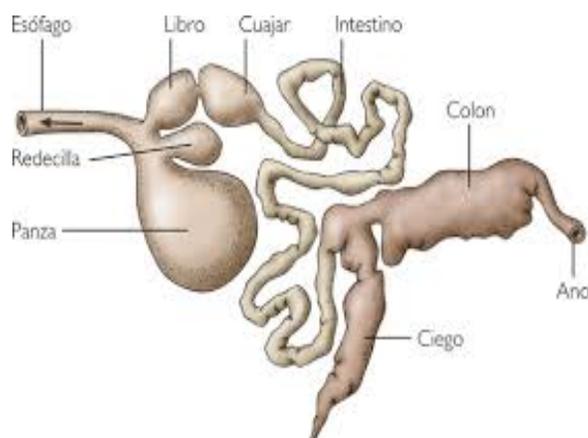


Figura 9: Intestino grueso y delgado

1. Intestino delgado

- Secreción de enzimas digestivas por el intestino delgado, hígado y páncreas (Spurgeon, 2003).
- Digestión enzimática de carbohidratos, proteínas y lípidos (Spurgeon, 2003).
- Absorción de agua, minerales y productos de digestión: glucosa, aminoácidos grasas. (Spurgeon, 2003).

2. Intestino grueso:

- Una población pequeña de microbios fermentan los productos de digestión no absorbidos (Spurgeon, 2003).
- Absorción de agua y formación de heces. (Spurgeon, 2003).

5.24. Aminoácidos y proteínas

Los aminoácidos: son compuestos orgánicos que se caracterizan por poseer en su estructura uno o más grupos amino (NH₂) y uno o más grupos carboxilo (COOH), son las unidades estructurales de las proteínas (Chur y Pond, 2002).

5.24.1. Aminoácidos esenciales y no esenciales

Desde el punto de vista nutricional los aminoácidos se clasifican en 2 grandes grupos:

- **Esenciales o indispensables:** Son aquellos aminoácidos que el organismo no sintetiza o bien que sintetiza en una cantidad muy pequeña, insuficiente para el buen funcionamiento del organismo, por ello deben ser ingeridos en los alimentos que se consumen, para todas las especies domésticas los aminoácidos esenciales son los 10 siguientes: Lisina, Metionina, Triptofano, Treonina, Leucina, Isoleucina, Valina, Arginina, Fenilalanina, Histidina. (Chur y Pond, 2002).
- **No esenciales o dispensables:** Son aquellos aminoácidos que el organismo puede sintetizar sea a partir de algún aminoácido esencial o de

otros compuestos que no son aminoácidos, por ello no es necesario que deban ser ingeridos en los alimentos que se consume, la lista de aminoácidos no esenciales que se hallan en los alimentos es la siguiente: Alanina, Acido Aspártico, Aspargina, Acido Glutámico, Glutamina, Prolina, Hidroxiprolina, Glicina, Serina, Tirosina, Cistina, Cisteína (Chur y Pond, 2002).

5.25. Características específicas de los minerales

La importancia de los minerales son necesarios para transformar la proteína y la energía de los alimentos en componentes del organismo o en productos animales: leche, carne, crías, piel, lana etc. Además, ayudan al organismo a combatir las enfermedades, manteniendo al animal en buen estado de salud (www.corpoica.org.com).

5.25.1. Funciones generales de los minerales dentro del organismo

- Conformación de la estructura ósea y dental (Ca, P y Mg).
- Equilibrio ácido-básico y regulación de la presión osmótica (Na, Cl y K).
- Sistema enzimático y transporte de sustancias (Zn, Cu, Fe y Se).
- Reproducción (P, Zn, Cu, Mn, Co, Se y I).
- Sistema inmune (Zn, Cu, Se, y Cr). . (www.corpoica.org.com.)

5.26. Ciclo de Krebs en los animales

Llamado también ácido tricarboxílico (ciclo de krebs ó o ciclo del ácido cítrico), consiste en que al ser desintegrados los carbohidratos en ácido pirúvico liberan cerca de 10% de su energía potencial, lo que deja el 90% de dicha energía para poder ser liberada por oxidación de ácido pirúvico en el ciclo del ácido cítrico (Shimada, 2003).

Las grasas se hidrolizan en glicerol y en ácidos grasos, el glicerol transforma en fosfato de triosa (trifosfato), luego en ácido fosfoglicérico, y por fin en ácido pirúvico, el cual entra en el ciclo de Krebs para su oxidación (adición de oxígeno,

eliminación de hidrógeno y pérdida de electrones), por ende la absorción se da en el intestino delgado, para de aquí ser metabolizado (Shimada, 2003).

5.26.1. Total de nutrientes digeribles (TND)

Es un método matemático para el cálculo aproximado de la energía que libera un ingrediente dado de los cuales se toma de los componentes orgánicos del análisis proximal o sea proteína cruda, extracto etereo, fibra cruda, extracto etereo libre de nitrógeno. $NDT = PCD + EDLN + FCD + 2.5 (EED)$ (Shimada, 2003).

5.26.1.1 Energía bruta (EB)

Es la energía que libera un compuesto cuando se le somete a combustión en una bomba calorimétrica (Shimada, 2003).

5.26.1.2. Energía digestible aparente (EDA)

Es la energía que queda una vez que a la energía bruta se le resta la energía fecal (EF), dicha energía fecal está formada por 2 fracciones:

- La energía que realmente aporta el alimento no digerido.
- La energía que aportan los productos metabólicos como: enzimas, células de la mucosa del tubo digestivo, bacterias. $ED = EB - EF$ (Shimada, 2003).

5.26.1.3. Energía metabolizable (EM)

Es la energía que queda una vez que a la energía digestible, se le restan las pérdidas energéticas debidas a:

- **Pérdidas energéticas urinarias (EU)** = Pérdidas por metabolismo incompleto de compuestos principalmente los que contienen N. (Shimada, 2003).
- Pérdidas debidas al catabolismo endógeno (principalmente creatinina).
- **Pérdidas energéticas gaseosas (EG)**. (es alto en los rumiantes, pero no en los no rumiantes) $EM = ED - (EU + EG)$ (Shimada, 2003).

5.26.1.4. Energía neta (EN)

Es la energía que realmente está disponible para que el animal la use en alguna función productiva. Se obtiene cuando a la energía metabolizable se le restan la energía perdida en forma de calor (EC). $EN=EM-EC$. La Energía Neta es actualmente la medida más precisa de los requerimientos de los animales domésticos, ya que considera varias fuentes de pérdida, de ser posible debemos usar esta energía cuando se balancean dietas, sin embargo, actualmente sólo hay valores de EN para bovinos, en el resto de las especies de producción y sobre todo en no rumiantes, se usa la Energía Metabolizable (EM), ello debido a que: (Shimada, 2003).

- No se han calculado valores de Energía Neta (EN) para no rumiantes.
- Las pérdidas por gases producidos en el interior del aparato digestivo son insignificantes comparadas con las que se producen en los rumiantes. Nutrientes digeribles totales (TDN) (más conocido por sus siglas en inglés TDN) (Shimada, 2003).

El TDN (Total Digestible Nutrientes) como el nombre lo sugiere representa la Fracción (%) del alimento que es aparentemente digestible. Ejemplo: Un TDN de 63 indica que 63% del total de los nutrientes de ese alimento es digestible, aunque no es una medida muy precisa, actualmente está en desuso (Shimada, 2003).

5.27. Capacidad de rumiantes para utilizar forrajes

La fibra representa una fracción importante en la dieta de los herbívoros, por lo que su productividad está limitada por su capacidad para consumir y digerir dicha fracción (Allen & Mertens, 1988). Dado que la fibra es resistente a la digestión por las enzimas de mamíferos, los rumiantes han desarrollado cámaras de fermentación (retículo, rumen y omaso) que albergan una compleja población microbiana, lo cual le permite transformar las estructuras de la pared celular de los vegetales en elementos nutritivos que pueden ser utilizados, una vez absorbidos, para su mantenimiento y funciones productivas (Carro, 2001).

Los microorganismos presentes en el rumen, como bacterias, protozoos y hongos, son capaces de transformar la celulosa, hemicelulosa y la pectina, presentes en los alimentos fibrosos, en ácidos grasos volátiles (AGV's), que constituyen la principal fuente de energía para los animales (Weimer, 1998). Además, permiten un aprovechamiento de fuentes de nitrógeno no proteico (NNP), para su conversión en proteína microbiana y sintetizan vitaminas hidrosolubles incluyendo B12 (Smith & Loosli, 1957).

De igual manera, en el contenido ruminal, pueden ser distinguidos dos estratos con diferentes características de degradación y pasaje: una fase líquida y una fase sólida, en la primera se evidencia la presencia de partículas con rápidas tasas de pasaje y degradación (alimentos concentrados) y en la fase sólida, partículas que presentan prolongados tiempos de retención y lenta degradación (forrajes) (Rosero-Noguera & Posada-Ochoa, 2007).

El rumiante utiliza además de los productos finales de fermentación, la proteína microbiana, que es aprovechada al digerirse en el abomaso e intestino delgado (Angulo *et al.*, 2005).

Todos estos procesos microbianos determinan el valor nutritivo de los alimentos y condicionan la productividad animal, tanto en lo que se refiere a la mejora de índices productivos, como a la calidad de los productos obtenidos (Angulo *et al.*, 2005).

5.28. Digestión microbiana de la pared celular

La estrategia alimentaria de los rumiantes se basa en la simbiosis establecida entre los microorganismos ruminales y el animal. Mientras que el rumiante aporta alimentos y las condiciones medioambientales adecuadas, los microorganismos degradan los forrajes (de otra forma indigestible para los mamíferos) y aportando productos de la fermentación con valor nutritivo para los rumiantes (Calsamiglia, 1997).

Los procesos de digestión microbiana de los polisacáridos estructurales (paredes

celulares) son llevadas a cabo en el rumen, con la asociación de los microorganismos a un alimento en particular, el acoplamiento al sustrato ocurre a través de la adhesión íntima de los microorganismos a las estructuras vegetales, luego por la colonización hasta la acción enzimática de dichas estructuras que termina con la liberación de nutrimentos (Fondevilla, 1998).

La magnitud de estos procesos está mediatizada por la naturaleza de la pared celular vegetal (propiedades intrínsecas del alimento), por las características de la población microbiana presente en el rumen y por las condiciones del ambiente ruminal (temperatura, acidez, anaerobiosis, etc.) (Fondevilla, 1998, Chilbroste, 2002, Rosero-Noguera & Posada-Ochoa, 2007). La importancia de los componentes fibrosos en el valor nutritivo de los forrajes producidos en el trópico es muy importante; ya que en las gramíneas, alrededor de 3/4 partes de la materia digerida proviene de la fibra. De los factores que afectan la digestibilidad de la fibra, la lignina es la más importante (Parra *et al.*, 1972).

5.29. Microorganismos del rumen

Los factores que pueden afectar la eficiencia del crecimiento microbiano en el ecosistema son numerosos y complejos, por tanto, han sido ampliamente estudiados (Hespell & Bryant, 1979).

Los microorganismos ruminales son clasificados en tres subpoblaciones, atendiendo a su interacción con las partículas de alimento: 1) los vinculados con el fluido ruminal; 2) los débilmente asociados con las partículas; y 3) los firmemente adheridos a dichas partículas (Czerkawski & Cheng, 1988, Fondevilla, 1998). La subpoblación relacionada con el líquido ruminal, es una mezcla de microorganismos que se han desprendido de las partículas del alimento, estas son las primeras en adherirse a las partículas después de la ingestión. Las dos restantes subpoblaciones, representan del 70 al 80% del total de microorganismos en el rumen. En este ecosistema se han encontrado bacterias, protozoos y hongos anaeróbicos (McAllister *et al.*, 1994).

5.29.1 Bacterias

Las bacterias son los microorganismos con mayor actividad en la degradación de la pared celular, tanto cualitativamente como cuantitativamente. La concentración total de bacterias es de 10^{10} a 10^{12} bacterias por ml de fluido ruminal y estas traen consigo un complejo proceso de fermentación, que es esencial para el mantenimiento de los rumiantes en la digestión y nutrición (Bryant & Burkey, 1953).

Las bacterias del rumen se caracterizan en base a su morfología, productos de la fermentación, sustrato que utilizan y por su movilidad. Por el sustrato que degradan se dividen en: celulolíticas, amilolíticas, hemicelulolíticas, bacterias que utilizan azúcares, bacterias que utilizan ácidos, proteolíticas, productoras de amonio, productoras de metano, lipolíticas y bacterias sintetizadoras de vitaminas (Grudsky & Arias, 1983).

Dentro de los principales géneros de bacterias presentes en el rumen se encuentran: *Acidomonococcus*, *Clostridium*, *Lactobacillus*, *Megasphora*, *Selenomonad*, *Streptococcus*, *Ruminococcus*, *Bacteroides*, *Prevotella*, *Fibrobacter* y *Spirochete* (Krause & Russell, 1996).

5.29.2. Protozoos

El efecto de los protozoos sobre la digestión de la fibra vegetal depende de la importancia relativa de los distintos géneros y especies en el ecosistema. La población de protozoarios en el rumen está compuesta por flagelados y ciliados. El contenido ruminal posee aproximadamente 10^6 protozoos por ml, principalmente ciliados. Muchos son anaerobios obligados, una característica poco frecuente entre los organismos eucarióticos (Krause & Russell, 1996).

Los protozoos consumen bacterias y ejercen algún control sobre la densidad de las mismas en el rumen. También hay protozoos que alternan una forma flagelada y otra inmóvil. Degradan celulosa, hemicelulosas, pectinas y solubilizan parcialmente lignina que es el compuesto que refuerza las paredes celulares de

las plantas maduras (Jouany, 1996). Se han descrito alrededor de 40 especies de protozoos presentes en el rumen, los principales géneros son los siguientes: *Isotricha*, *Dasytricha*, *Charon*, *Blepharocerys* y *Buetschilla*; estos tienen su cuerpo cubierto de cilios y pertenecen a la subclase *Holotricos*. La subclase *Spirotricos*, tienen solamente un penacho de cilios en el polo anterior, los géneros más importantes son: *Diplodinium*, *Eudiplodinium*, *Polyplastron*, *Ostracodinium*, *Enoploplastron*, *Entodinium*, *Epidinium* y *Ophryoscolex* (Krause & Russell, 1996).

5.29.3. Hongos anaeróbicos

Estos hongos han demostrado poseer un amplio rango de enzimas que pueden degradar los principales carbohidratos estructurales (celulosa y hemicelulosa), de igual forma muchas de las especies de estos hongos son capaces de usar como fuentes de carbono los carbohidratos solubles glucosa, celobiosa, xilosa, maltosa y sucrosa (Obispo, 1992). Estos microorganismos se encuentran irregularmente distribuidos en la fracción líquida o adherida al material sólido y paredes del rumen. La concentración en rumen ha sido estimada entre 10³ y 10⁶ hongos por ml de contenido ruminal, debiéndose esta variabilidad principalmente a la metodología empleada para la estimación, tipo de animal y dieta (Obispo, 1992).

La clasificación de los hongos del rumen es un tanto incierta hasta el presente. En la clasificación se ha prestado poca atención a la estructura vegetativa; la ultra estructura de los zoosporos polifiagelados ha sido usada como la base para la clasificación como *Chitridiomycetos* (Obispo, 1992).

5.30. Técnicas de digestibilidad

El proceso productivo con rumiantes es altamente dependiente del consumo voluntario del forraje y su digestibilidad, y aun existiendo disponibilidad de éste, el consumo puede estar limitado por su calidad (bajo contenido de proteína y alto contenido de componentes estructurales) (Obispo *et al.*, 2001).

El valor nutritivo de los forrajes está limitado por su contenido de nutrientes y el porcentaje de digestibilidad, estos son el resultado de la distribución y conversión

de productos de la fotosíntesis y la absorción de los nutrientes del suelo, por parte de la planta; además de factores como edad de cosecha o corte, estrés y condiciones medioambientales (Van Soest *et al.*, 1978).

El conocimiento de la degradabilidad y digestibilidad de los alimentos son fundamentales para establecer su valor nutritivo y por lo tanto, para la formulación de raciones para rumiantes (Van Soest *et al.*, 1978).

Para poder calcular la digestibilidad de los forrajes y alimentos para rumiantes, se han descrito técnicas *in vivo*, *in situ* e *in vitro*. En la técnica *in vivo*, se disponen de jaulas metabólicas dotadas con separadores de heces y orina, los animales deben tener un manejo previo de adaptación (Torres *et al.*, 2009). Se pesa el alimento ofrecido, el rechazado, el peso de las heces y todo esto se conserva para su posterior análisis químico. Los animales deben ser alimentados cada día, a la misma hora y con la misma cantidad de alimento más un 10% de rechazo (Torres *et al.*, 2009). La técnica de digestibilidad *in situ* utiliza bolsas sintéticas para medir la digestión de los forrajes a nivel ruminal, en animales previamente canulados en rumen (Torres *et al.*, 2009). La técnica de digestibilidad *in vitro* simula la digestibilidad del tracto digestivo del rumiante y requiere de la preparación de un inóculo que contenga microorganismos ruminales viables (Tilley & Terry, 1963).

Aunque las determinaciones de la digestibilidad *in vivo* total, incluyendo la degradabilidad *in situ* o *in vivo* parcial, o de la bolsa de nylon son consideradas las más exactas, este es un proceso laborioso y costoso que requiere el empleo de altas cantidades de alimento, uso de alta mano de obra y la disposición de instalaciones para su cuidado (Nocek, 1988); por lo tanto, se han propuesto distintos métodos alternativos; entre ellos, los procedimientos *in vitro* para estimar la digestibilidad, estos pueden realizarse cuando se dispone de pequeñas cantidades de muestra, ya que la muestra se incuba con una porción de inóculo ruminal, simulando las condiciones de degradación ruminal (Dhanoa *et al.*, 2004).

Las técnicas *in vitro* se han utilizado ampliamente en la evaluación del alimento y en los estudios de fermentación ruminal (Dhanoa *et al.*, 2004). Desde su

introducción en 1963 por Tilley y Terry, han sido modificadas según el tipo de alimento a analizar (forrajes o concentrados) y se han convertido en procedimientos más exactos para la predicción de la digestibilidad en rumiantes. De igual forma se han desarrollado y probado diferentes amortiguadores y sales minerales para ajustar el pH del inóculo a analizar, para ofrecer datos más exactos y precisos (Ishizaki *et al.*, 1976).

5.31. Fuentes de inóculo para las pruebas de digestibilidad *in-vitro*

En las pruebas de digestibilidad *in vitro*, se han utilizado diferentes tipos de inóculos, buscando diferentes alternativas para realizarlas, ya que los análisis de digestibilidad *in vitro* dependen de animales canulados para la obtención de fluido ruminal como fuente de inóculo. En esta búsqueda (Arce *et al.*, 2003) proponen la utilización de enzimas celulasas provenientes del hongo *Penicillium funiculosum*, que comparada con la digestibilidad *in vitro* con fluido ruminal tienen una alta correlación.

Denek *et al.*, (2006), proponen obtener inóculo de animales de rastro, en su investigación obtienen una correlación entre digestibilidad *in vitro* y digestibilidad *in vivo* aparente. Pinacho-López *et al.*, (2009), utilizaron inóculo de animales de rastro, proponiendo este tipo de inóculo como una alternativa para desarrollar estudios de digestibilidad con bajo costo y bienestar animal.

VI. METODOLOGÍA

El experimento se realizó en el área experimental del Centro Universitario Temascaltepec localizada a 19°02'42.49"N y 100°03'11.84" O con una elevación de 1709 msnm con una temperatura de 14 a 18 °C, la finalidad del experimento es evaluar tres periodos de corte el *Pennisetum purpureum* var CT-115 valorándola nutricionalmente y los periodos serán de 30, 60 y 90 días.

6.1. Siembra

- 1) Primeramente se realizó la limpieza total del terreno que consistió en no dejar ningún espacio de sombra, maleza y rocas, así mismo se colocó un pequeño sistema de riego.
- 2) La siembra consistió en cortar estacas de maralfalfa (*Pennisetum purpureum*) de 20 cm que tuvieron de 2 a 3 yemas y se colocaron en agua, para después ser sembrados.
- 3) Se procedió a sembrar de una forma uniforme con espacios entre planta y planta de aproximadamente 0.5 m (figura 10) con la ayuda de una cinta métrica para medir el espacio, que tuvieron las cepas así se tuvo una adecuada alineación de la siembra.



Figura 10: Siembra del *Pennisetum purpureum* Var CT-115.

6.2. Fertilización

Se realizó una primera fertilización al momento de la siembra se utilizó un fertilizante químico granulado (46-00-00) a razón de 162.33 kg/ha, se aplicó de manera homogénea al suelo (figura 11). Y a los 21 días se realizó la segunda fertilización con un fertilizante químico granulado (46-00-00).



Figura 11: Fertilización.

6.3. Tratamiento y recolección de muestras

Cuando estuvo plenamente establecido, se realizó el corte de homogeneidad o de uniformidad, a 20 cm del suelo. Posterior al corte se realizaron muestreos del material vegetal, a los 30, 60 y 90 d, respectivamente (figura 12). Después de desechar los efectos de borde, se tomaron 7 plantas al azar (cortadas con machete a 10 cm del suelo) por tratamiento, para estudiar la composición química. Las muestras se pesaron en verde y se secaron en estufa de aire forzado, a temperaturas alternas: 100 °C durante una hora y posteriormente a 60 °C, hasta alcanzar peso constante (aproximadamente 72 h), según lo descrito por Herrera (2003). Fraccionar, secar y moler 100 a 300 gr, para la realización del Análisis Químico Proximal (AQP) para la determinación del valor nutritivo de este pasto forrajero dependiendo de su edad de corte.



Figura 12: Recolección de muestras.

6.4. Análisis químico proximal (AQP)

Se determinó el análisis químico proximal (AQP) para saber el contenido nutricional de este pasto forrajero, y se realizó lo siguiente:

6.4.1. Determinaciones realizadas en el laboratorio

El análisis químico proximal de las muestras del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum*) se realizaron, según el manual de A.O.A.C. (1997) y McCullough, (1967).

6.4.1.1. Determinación de materia seca (MS)

Equipo:

Estufa de aire forzado calibrada en un rango de temperatura de 55 a 110 °C

Principio:

La humedad de una muestra se pierde por su volatilización a causa de calor aplicado. El porcentaje es calculado por diferencia de peso antes y después de someterla al calor

Procedimiento:

Si la muestra es fresca, se debe obtener un peso de ella (figura 13), o de una porción significativa; inmediatamente después se debe poner a secar en una estufa de aire forzado por 24 hrs. a una temperatura de 55°C. Después de este tratamiento, se pesa de nuevo la muestra y por diferencia se calcula como un porcentaje de humedad a 55°C. Después de este tratamiento, se pesa de nuevo la muestra y por diferencia se calcula como un porcentaje de humedad a 55 °C. 100 menos ese valor es el porcentaje de materia seca (MS) a 55°C. Esta muestra se muele en un molino Willey para obtener una muestra más homogénea y utilizarla para determinaciones posteriores.

Una vez que la muestra ha sido molida, se puede guardar en frascos de vidrio plenamente identificados y almacenados a temperatura ambiente. Para calcular la humedad y materia seca total en porcentaje se usa la siguiente formula:

$$\% \text{ HUM} = \frac{\text{Peso inicial} - \text{Peso final}}{\text{Peso inicial}} \times 100$$

$$\% \text{ de materia seca} = 100 - \% \text{ de humedad}$$



Figura 13: Determinación de materia seca.

6.4.1.2. Determinación de cenizas

Equipo:

Mufla, estufa a 110°C, crisoles de porcelana (40 ó 100 ml).

Principio:

Cuando una muestra se somete a una temperatura entre 550 y 600°C, toda la materia orgánica se quema. La materia inorgánica, o cenizas, no se volatiliza a estas temperaturas por lo que queda como residuo.

Procedimiento:

Colocar los crisoles que se van a utilizar en una estufa a una temperatura de 100°C durante una hora (figura 14). Sacarlos y ponerlos en un desecador hasta que se enfríen, pesar los crisoles en una balanza analítica tan rápido como sea posible, usando pinzas de metal. Pesar aproximadamente 3 a 5 g de la muestra sobre un papel, transferirla luego a un crisol. Colocar los crisoles en la mufla, y empezar a elevar la temperatura poco a poco hasta que llegue a los 550 - 600°C y dejarlos durante 12 horas. Dejar que se enfríe la mufla un poco (aproximadamente unos 100°C) y colocar los crisoles en un desecador. Una vez fríos, pesarlos rápido para prevenir la absorción de humedad.

La fórmula que se utilizara para la determinación de cenizas es:

$$\% \text{ CEN} = \frac{(\text{Peso crisol} + \text{muestra})(\text{Peso crisol} + \text{cenizas})}{\text{Peso de la muestra}} \times 100$$



Figura 14: Determinación de cenizas.

6.4.1.3. Determinación de Proteína Cruda (PC) (método de micro-Kjeldahl)

Equipo:

1. Campana de extracción de gases.
2. Tubos de ensayo 100 ml.
3. Aparato de digestión micro kjeldahl.
4. Matraces kjeldahl de 30 ml.
5. Destilador micro kjeldahl.
6. Matraces Erlen Meyer de 50 ml.
7. Bureta de 25 ml.
8. Pipeta de 50 ml.

Reactivos:

1. H_2SO_4
2. Solución de ácido bórico al 4%.
3. Solución indicadora de rojo de metilo y verde de bromocresol (mezclar una parte de solución etanólica de rojo de metilo al 0.2% con 5 partes de solución etanólica de verde de bromocresol al 0.2%).
4. Mezcla catalizadora. Mezclar 96 g de Na_2SO_4 , 3.5 g de $CuSO_4$ y 0.5 g de selenio. Moler finamente en un mortero.

5. Solución de NaOH al 40% (en peso), 400 g de NaOH y un litro de H₂O destilada.
6. Solución valorada de HCl o H₂SO₄ cercana al 0.1 N.

Principio:

El método para la determinación de proteína – nitrógeno consiste en la conversión de proteína – nitrógeno a sulfato ácido de amonio durante la digestión de la materia orgánica con ácido sulfúrico y calor, en la presencia de un catalizador. Una vez que la materia orgánica se ha desintegrado completamente, la solución se neutraliza con hidróxido de sodio liberándose amoníaco el cual es destilado por arrastre con vapor dentro de una solución de ácido bórico, para formar un complejo boro – amoníaco. La cuantificación de nitrógeno se logra cuando una solución de ácido previamente valorado (ácido clorhídrico al 0.1 N) se añade a la solución formando por cada equivalente de boro – amoníaco, un equivalente del sulfato – amoníaco (sulfato de amonio). Aquí, 1 ml del ácido estandarizado neutraliza 0.014 g de nitrógeno en forma de ión amonio.

La exactitud de la determinación de proteína – nitrógeno radica en el peso de la muestra original, el volumen y la concentración del ácido estándar usado. Todas las otras concentraciones, adiciones o manipuleos pueden ser aproximados a los descritos en el procedimiento, pero no tienen que ser exactos.

Este método micro Kjeldahl tiene varias ventajas ya que usa menor cantidad de reactivos y es de mucha utilidad cuando no se cuenta con suficiente muestra. Sin embargo, el uso de pequeñas cantidades de muestra aumenta las posibilidades de error.

Procedimiento:

Se pesan de 0.3 a 0.5 g de muestra y depositarlas en un tubo de vidrio, se dobla el papel en donde se pesó la muestra e introduce en él tubo para evitar que la muestra se pegue en el cuello del matraz, adicionar 1 g de la mezcla catalizadora y 3 ml de H₂SO₄ concentrado. Digerir toda la materia orgánica y enfriar, disolver

los sólidos con la mínima cantidad de agua destilada, transferir al destilador el contenido del tubo, lavando éste con la mínima cantidad de agua destilada, en el extremo del condensador, colocar un matraz Erlen Meyer de 50 ml con 6 ml de solución de ácido bórico al 4%, cuidando que el extremo del condensador quede sumergido dentro de la solución. Adicionar 12 ml de NaOH y destilar hasta obtener 20 ml del destilado, enjuagar el extremo del condensador con agua destilada.

% de proteína calculada = % de nitrógeno x 6.25

La mínima cantidad de agua y retirar el matraz Erlen Meyer, se titula el destilado con la solución valorada de ácido al 0.1 N (figura 15).se realizaron un blanco siguiendo todo el procedimiento con papel. Para el cálculo de proteína se utilizaron la siguiente formula:

$$\% \text{ PC} = \frac{(\text{mL. gastados de HCL})(\text{Normalidad del acido})(1.401)(6.25)}{\text{gramos de muestra}} \times 100$$

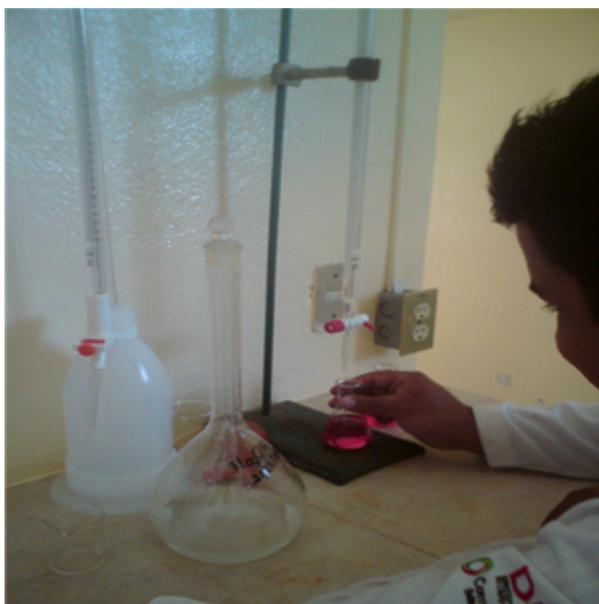


Figura 15: Determinación de Proteína Cruda (PC) (método de micro-Kjelahl).

6.4.1.4. Determinación de extracto etéreo (EE)

Equipo:

1. Balanza analítica.
2. Papel filtro (whatman 541).
3. Desecador con desecante interior que permite la eliminación de aire.
4. Equipo de Soshlet.

Reactivos:

1. Alcohol etílico.
2. Principio:

Es el conjunto de sustancias de un alimento que se extraen con alcohol etílico (es decir esteres de los ácidos grasos, fosfolípidos, lecitinas, esteroides, ceras, ácidos grasos libres, etc.). La extracción consiste en someter la muestra exenta de agua (deshidratada) a un proceso de extracción continua (o método de Soshlet) utilizando como extractante alcohol etílico.

Procedimiento:

Se pusieron a secar los papeles filtro previamente identificados durante quince minutos para evitar humedad, se sacaron y se depositaron en un desecador para proceder a pesar cada uno de ellos, se les agregó 1 g de muestra y se colocaron sobre los portadadales, a los vasos se les adicionaron tres cuartos de alcohol etílico y se conectaron al aparato de Soshlet se dejaron que las muestras se desengrasaron durante 5 horas (figura 16), transcurrido ese tiempo se sacaron el papel y se dejaron que se evaporizara todo el alcohol durante 10 horas y se metieron a la estufa a 60°C, donde se dejaron 20 horas y por diferencia de peso se calcularon el contenido de EE utilizando la siguiente formula:

$$\% \text{ EE} = \frac{\text{Peso papel} + \text{gr. muestra} - \text{Peso papel} + \text{muestra desengrasada}}{\text{gr. muestra}} \times 100$$



Figura 16: Determinación de extracto etéreo.

6.4.1.5. Determinación de fibra detergente ácido (FDA)

Equipo:

1. Balanza analítica.
2. Estufa capaz de mantener una temperatura de $102 \pm 2^\circ\text{C}$.
3. Instrumento de digestión, capaz de ejecutar una digestión a $100 \pm 2^\circ\text{C}$, mantener una presión de 10 - 25 psi tener la capacidad de crear un flujo similar alrededor de cada una de las muestras para garantizar la uniformidad.
4. Pápal filtro 541, con la habilidad de retener partículas de 25 micrones y permitir la penetración de la solución.
5. Desecador con desecante interior que permite la eliminación de aire.
6. Tubos de ensaye de 100 ml.
7. Bomba de vacío.

Reactivos:

1. Solución detergente ácido:
2. 27 ml. de H_2SO_4
3. Bromuro de cetil trimetil amonio (CTBA) 20 g.
4. Agua destilada 1000 ml.
5. Acetona.

Aforar a 1 calentar el agua para ayudar al mejor mezclado y mover constantemente hasta lograr que todos los reactivos se disuelvan totalmente.

Principio:

La fibra se encuentra formada por 3 fracciones principales: celulosa, hemicelulosa y lignina, en cantidades muy variables, que dependen principalmente del tipo de material vegetal, y de la edad de éste. La pared celular de las plantas puede ser rota usando detergentes, en este caso, se utiliza el detergente bromuro de cetil trimetil amonio en una solución con pH ácido, lo cual permite disolver la hemicelulosa que tiene dicha pared vegetal.

Procedimiento:

Se identificaron los papeles, se metieron a la estufa durante 15 minutos para evitar humedad, se sacaron y se depositaron en un desecador y se procedió a pesar cada papel por separado. Se pesaron 0.30 g de muestra, se depositaron en el tubo de ensayo, se le adicionaron 30 ml de solución FDA y se calentaron sobre el digestor durante una hora a temperatura de 100°C, posteriormente se filtraron la muestra en el papel filtro, se lavara la muestra de 4 a 5 veces con agua caliente, finalmente se le adicionaron acetona y se dejaron que evaporice aproximadamente 20 minutos (figura 17). Las muestras se metieron a la estufa a 105°C durante 12 horas se sacaron y se colocaron en el desecador durante 15 minutos, se sacaron del desecador y se registró el peso total. Para el cálculo de FDA se utilizó la siguiente formula

$$\% \text{ FDA} = \left(\frac{\text{peso final} - \text{peso del papel}}{\text{gr. de muestra}} \right) \times 100$$



Figura 17: Determinación de fibra detergente ácido.

6.4.1.6. Determinación de fibra detergente neutro (FDN)

Equipo:

1. Balanza analítica.
2. Estufa capaz de mantener una temperatura de $102 \pm 2^\circ\text{C}$.
3. Instrumento de digestión, capaz de ejecutar una digestión a $100 \pm 2^\circ\text{C}$, mantener una presión de 10 - 25 psi y tener la capacidad de crear un flujo similar alrededor de cada una de las muestras para garantizar la uniformidad.
4. Pápal filtro 541, con la habilidad de retener partículas de 25 micrones y permitir la penetración de la solución.
5. Desecador con desecante interior que permite la eliminación de aire.
6. Tubos de ensaye de 100 ml.
7. Bomba de vacío.

Reactivos:

1. Solución detergente neutro:
 - 1.1. Lauril sulfato de sodio, USP 30 g.
 - 1.2. EDTA sal di-sódica di - hidratato 14.61 g.

- 1.3. Hidróxido de sodio 4 g.
- 1.4. Fosfato disodico 11.5 g.
- 1.5. Fosfato de sodio dibasico anhidro 4.56 g.
- 1.6. Borato 6.81 g.
- 1.7. Agua destilada 1000 ml.
- 1.8. Alfa-amilasa

Aforar a 1 con agua destilada, checar el rango de pH de 6.9 a 7.1 calentar y agitar para ayudar al mezclado.

Principio:

Este método determina la fibra detergente neutro, que es el residuo que queda después de digerir en una solución detergente. Los principales residuos son hemicelulosa, celulosa y lignina.

Procedimiento:

Se identificaron los papeles, se metieron a la estufa durante 15 minutos para evitar humedad, se sacaron y se depositaron en un desecador y se procedio a pesar cada papel por separado. Se pesaron 0.30 g de muestra, se depositaron en el tubo de ensayo, se le adicionaron 30 ml de solución FDN y se calentaron sobre el digestor durante una hora a temperatura de 100°C, posteriormente se filtraron la muestra en el papel filtro, se lavaron las muestras de 4 a 5 veces con agua caliente, finalmente se le adicionaron acetona y se dejaron que se evapore aproximadamente 20 minutos (figura 18). Las muestras se metieron a la estufa a 105°C durante 12 horas se sacaron y se colocaron en el desecador durante 15 minutos, se sacaron del desecador y se registrara el peso total. Para el cálculo de FDN se utilizo la siguiente formula:

$$\% \text{ FDN} = \left(\frac{\text{peso final} - \text{peso del papel}}{\text{g de muestra}} \right) \times 100$$

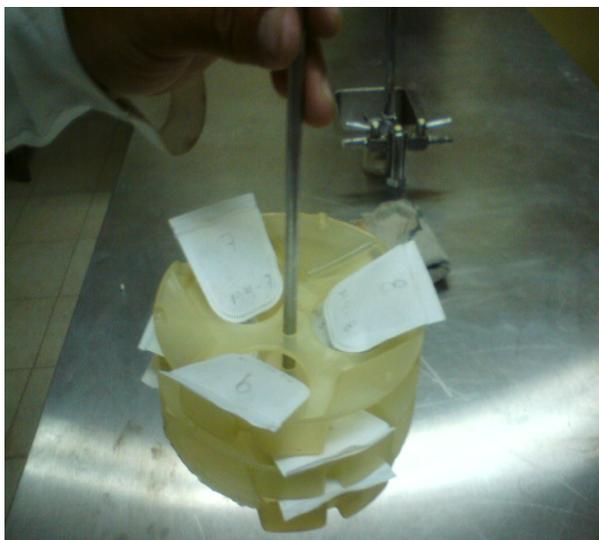


Figura 18: Determinación de fibra detergente neutro.

6.4.1.7. Producción de gas *in vitro*

La producción de gas fue de acuerdo a la técnica descrita por Theodorou et al. (1994) con modificaciones de Mauricio et al., (1999). 1 ± 0.002 g de MS de cada especie se pesó por triplicado en botellas de 160 ml de capacidad. Exactamente 250 mg del producto enzimático fue disuelto en 50 ml de agua destilada inmediatamente después 0, 0.7 7 y 1.4 ml se agregaron a cada botella. Tres horas después, 90 ml de solución buffer (figura 19) (conteniendo macro y micro-elementos, un agente reductor y resazurina como indicador de anaerobiosis) (Mauricio *et al.*, 1999) se adicionaron a cada una de las botellas, y fueron almacenadas a 20-22 °C por 17 h (Colombatto *et al.*, 2007).



Figura 19: Adición de solución buffer.

6.4.1.8. Degradabilidad *in vitro* de la materia seca

Al final de la incubación (96 h), el contenido de cada una de las botellas fue filtrado usando crisoles de vidrio (porosidad 1, 100-160- μ m tamaño de poro, Pyrex, Stone, UK) con ayuda de una bomba de vacío. Los residuos de la fermentación fueron secados a 105°C en una estufa de aire forzado para estimar la desaparición de la materia seca.

6.5. Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con tres tratamientos y con 7 repeticiones cada uno.

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Variable respuesta en la j-ésima repetición del i-ésimo tratamiento

μ = Media general

T_i = Efecto del tratamiento i.

ε_{ij} = Error aleatorio

6.6. Cálculos

La presión generada por la acumulación de gas en la parte superior de las botellas incubadas fue medida a través de un transductor de presión conectado a un lector digital (figura 20). La transformación de psi a ml se realizó mediante la ecuación previamente obtenida usando el PROC REG del programa SAS (2002):

$$Y=0.24 + 5.34X + 0.031X^2$$

Donde Y es el volumen (ml), X es la presión (psi). $R^2=0.99$

Los datos de producción de gas (ml/g MS) fueron ajustados usando la opción NLIN de SAS (2002) al modelo de France *et al.*, (2003):

$$A=b \times \{1 - e^{-c(t-L)}\}$$

Donde A es el volumen de producción de gas al tiempo t; b es la asíntota de producción de gas (ml/g MS); c es la tasa de producción de gas (/h) y L es la fase lag (h).

La energía metabolizable (EM, MJ/kg MS) se estimó de acuerdo a Menke y Steingass (1988) como:

$$EM = 2.20 + 0.136PG_{24} \text{ (ml/0.2g MS)} + 0.057PC \text{ (%MS)}$$

Donde PG_{24} fue el volumen de gas producido a la 24 h y PC es el contenido de proteína (%) del forraje.

Los ácidos grasos de cadena corta (AGCC, mmol/g MS) fueron estimados dependiendo de la relación entre la producción de gas a las 24 h y la concentración de AGCC del forraje siguiendo la ecuación de Getachew et al. (2002):

$$AGCC = -0.00425 + 0.0222 \text{ (ml gas a las 24h)}$$



Figura 20: Medición de producción de gas .

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Número de rebrotes

La cantidad de rebrotes por unidad de superficie contribuye de manera positiva al rendimiento de MV y MS por ha, de tal manera que a mayor número se tendría, mayor disponibilidad de biomasa para los animales. En la (Figura 21) se muestran los resultados encontrados en función a la edad de corte, encontrando que no existieron diferencias significativas entre ellos ($P > 0.05$),

En la mayoría de los países con clima tropical y subtropical las variaciones climatológicas (humedad, temperatura y radiación solar), determinan la cantidad y calidad de los recursos forrajeros disponibles para los rumiantes, esto constituye una limitación en la productividad ganadera, ya que se presenta fluctuaciones en la producción de carne y leche, acentuándose durante la temporada de menor precipitación (Valenciaga *et al.*, 2001).

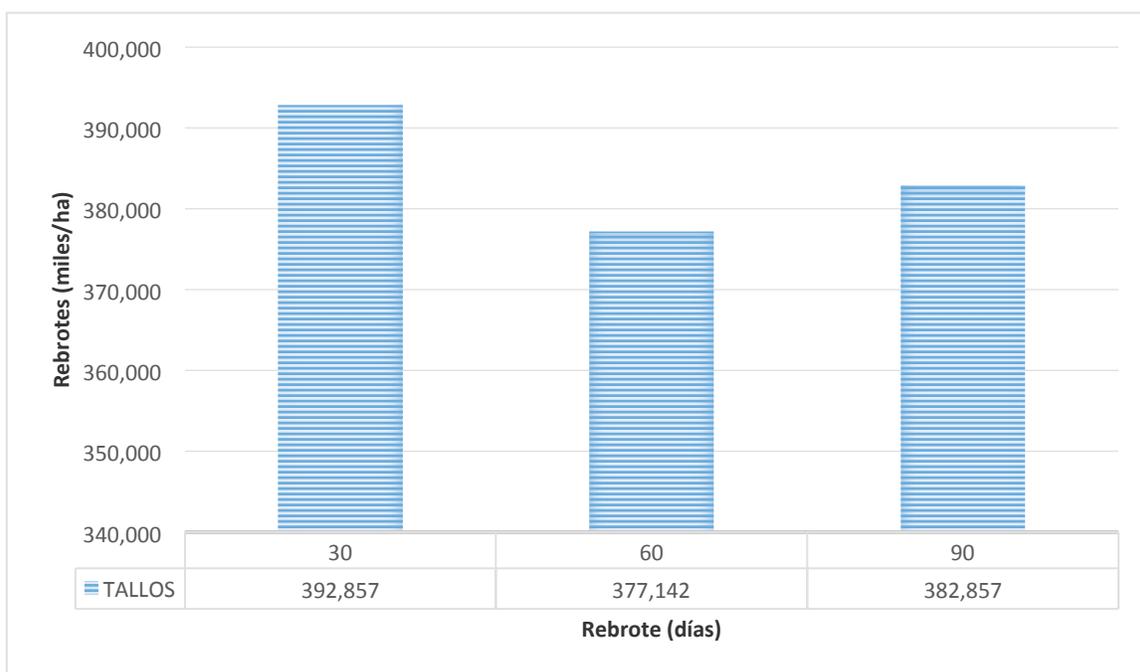


Figura 21. Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la aparición de tallos en el pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* Var CT-115).

7.2. Altura de pasto

La altura de las plantas de *Pennisetum purpureum* (Var CT-115) cosechada a tres edades de rebrote se presenta en la (figura 22), existieron diferencias ($P < 0.05$) entre tratamientos de tal forma que a la edad de 90 días las plantas triplicaron su altura con respecto al tratamiento de 30 días. En la utilización de los pastos y forrajes, la altura y el momento de la cosecha constituyen elementos básicos en su manejo. El aumento de la edad de rebrote provoca cambios significativos en los componentes solubles, estructurales y en la digestibilidad de los pastos, lo cual hace que su valor nutritivo disminuya con el avance de la edad. Sin embargo, su utilización a edades tempranas también provoca efectos negativos no sólo por la baja concentración de la materia seca y de los nutrientes sino por poseer un contenido de reservas en las partes bajas de los tallos y raíces de la planta que no les permite un adecuado rebrote y crecimiento vigoroso después del corte o el pastoreo. El comportamiento de la altura del pasto *Pennisetum purpureum* var. CUBA CT – 115, fue ascendente hasta alcanzar sus puntos máximos a los 90 días con una altura de casi 303.72 cm.

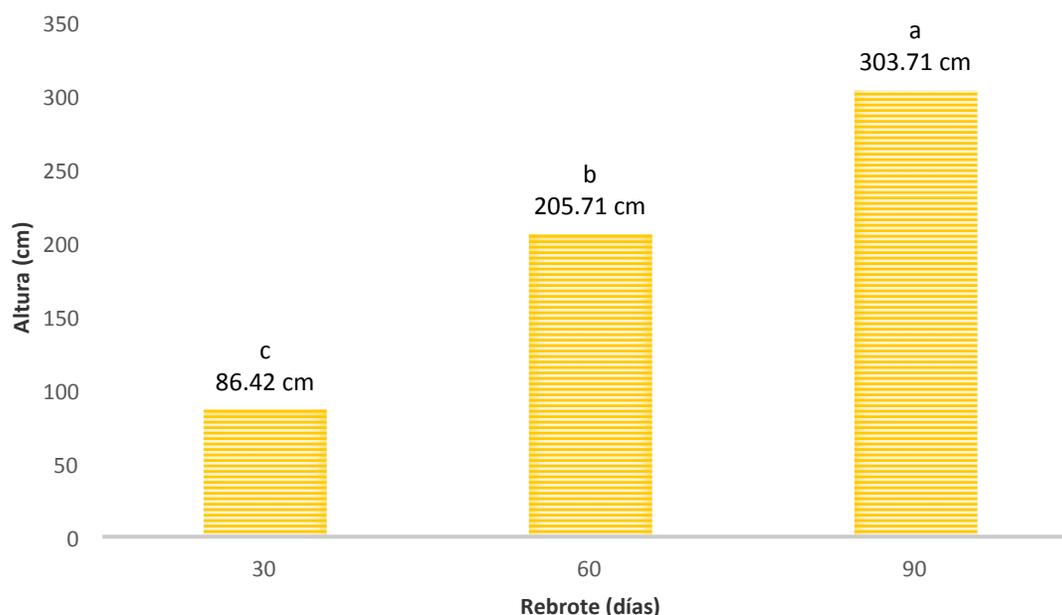


Figura 22. Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la altura del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* Var CT-115).

7.3. Rendimiento de materia verde y materia seca

En la producción animal, normalmente la cantidad de biomasa disponible para la alimentación animal debe expresarse en kg de materia seca (MS), sin embargo para fines de aplicación práctica en la presente investigación se presenta la productividad de la pradera en materia verde, con la finalidad de apreciar el contraste con respecto a la MS (figura 23). El rendimiento de materia verde guarda una relación directamente proporcional con la edad de rebrote ($P < 0.01$) (Figura 23).

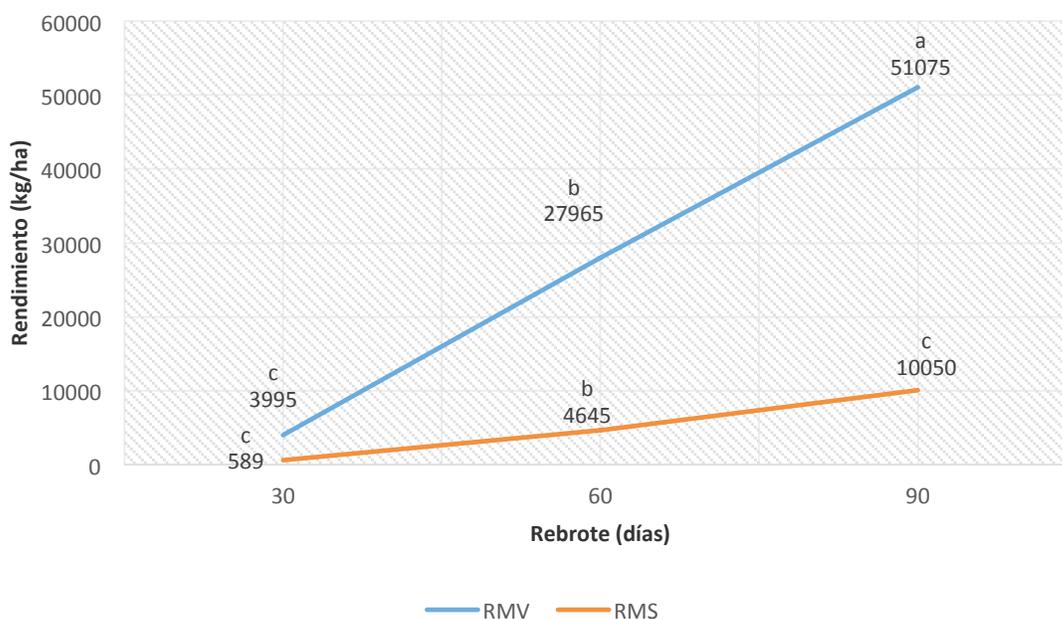


Figura 23. Efecto de la edad de rebrote (días) sobre el rendimiento de materia verde (RMV) y rendimiento de materia seca (RMS) del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

7.3.1 Rendimiento de materia verde

En la (figura 23). Se puede observar que el tratamiento 3 con 90 días de edad con un rendimiento de 51075 kg/ha superó al resto de tratamientos seguido por el tratamiento 2 con 60 días de edad, con un rendimiento total de 27965 kg/ha y 3995 kg/ha respectivamente para el tratamiento 1 con 30 días de edad lo cual se

debe al tamaño y etapa fenológica que tiene la planta, a mayor altura mayor contenido de materia verde.

Los rendimientos obtenidos responden muy bien a las diversas investigaciones que determinan rendimientos entre 50 y 120 toneladas por hectárea (Franco, 2008); ya que los datos presentados reducidos a la raíz de x presentan un rendimiento que va de 31.4 t/ha a los 60 días hasta 80.2 t/ha a los 90 días.

Según Cardona (2007), en su investigación, en Colombia el pasto maralfalfa puede alcanzar hasta 234.4 t/ha cuando el pasto es fertilizado con materia orgánica, esto permite un mejor desarrollo de los órganos vegetativos (hoja y tallos). Para este caso podemos mencionar que el rendimiento obtenido responde al rango establecido para dicho pasto el cual se incrementa según la fertilización, características del suelo y condiciones climáticas.

En este caso podemos definir que el rendimiento del pasto respondió a las condiciones en las que se encuentra el área de investigación, porque no se realizó ninguna práctica de aplicación de materia orgánica según Gutiérrez (1996), menciona que las plantas tropicales necesitan tasas normales de fotosíntesis de 40 y 60 g de anhídrido carbónico captado por metro cuadrado de superficie foliar activa fotosintéticamente por hora de funcionamiento, siempre que no hayan otros factores que la limiten, como podría ser la reducción en la intensidad lumínica o bajas temperaturas; las cuales aplican para el área donde se desarrolló el experimento.

Es importante tomar en cuenta que a manera que cultivemos en lugares con mejores condiciones climáticas, así mejorará considerablemente la producción del mismo, basados en las dos limitantes que se tuvieron durante la presente investigación, que fueron la intensidad lumínica y la temperatura, (Gutiérrez, 1996) hace énfasis en la importancia de estas ya que de ellas dependen la cantidad de horas luz que recibirá la planta y por ende la producción de fotosíntesis que desarrolle y que según la temperatura también se puede limitar.

7.3.2. Contenido de materia seca

La concentración de MS aumentó ($P < 0.01$) con la edad de rebrote. El rango de valores van desde 15.94 hasta 22.06%. Edad de rebrote (días). Efecto de la edad de rebrote en el contenido de MS de *Pennisetum purpureum* var. CUBA CT – 115. El incremento de la proporción de la pared celular vegetal con la edad pudiera ser, principalmente, el responsable del aumento de la MS, aunque otras causas pudieran influir: disponibilidad de agua, desarrollo del sistema radicular de la planta y época del año, entre otras. Además, se conoce que con la edad en las plantas se producen cambios morfológicos, como la disminución de las láminas foliares y el aumento de los haces vasculares (Mari *et al.*, 2004). Estos pueden provocar el incremento de este indicador en el forraje. Noguera (2004) encontró resultados similares al estudiar cinco genotipos de sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) en tres épocas de corte diferentes, al igual que Castro (2006) cuando determinó el efecto de la edad en la composición química de *Brachiaria brizantha* var. Marandú. Hubo disminución del tenor de PB ($P < 0.001$) con la edad del material evaluado. El mayor valor (14.89 %) correspondió a los 28 d de edad. Hubo descenso gradual y progresivo de este indicador con la edad, hasta los 140 d de rebrote (7.78 %).

7.4. Contenido de cenizas y materia orgánica

Existieron diferencias en el contenido de cenizas y materia orgánica ($P < 0.01$) a medida que aumento la edad de rebrote se aumentó la fracción inorgánica, disminuyendo en consecuencia la orgánica (Figura 24).

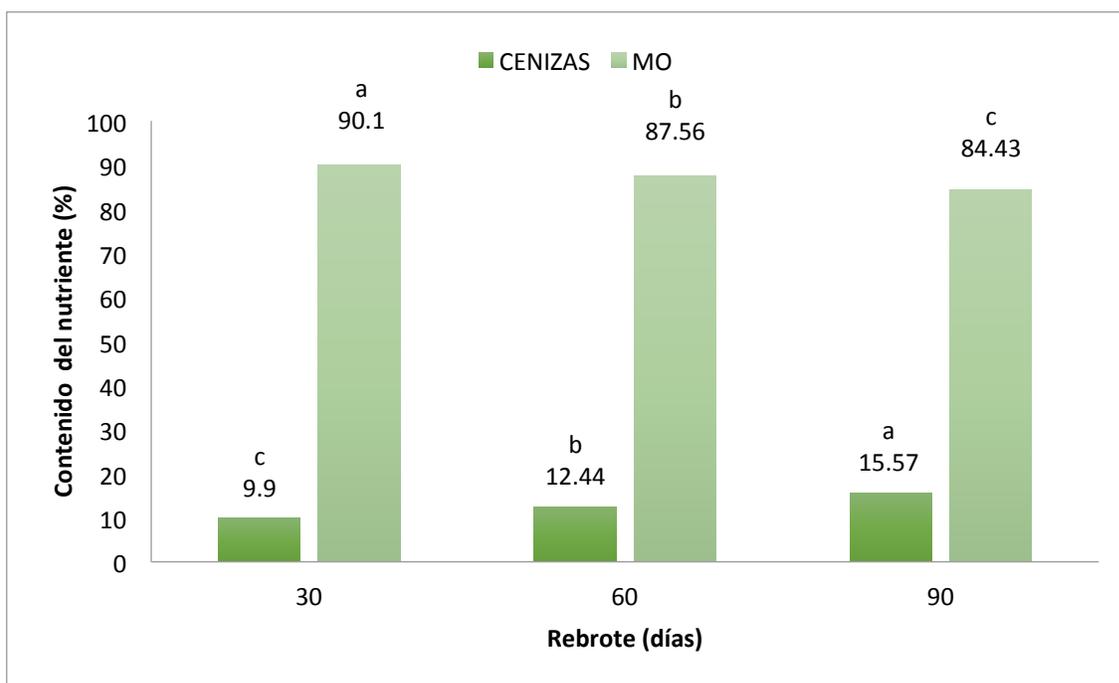


Figura 24. Efecto de la edad de rebrote (días) sobre el contenido de cenizas y materia orgánica (MO) del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var. CT-115).

El contenido de cenizas aumento con forme aumenta la edad de la planta, estos resultados difieren con otros trabajos que citan que al avanzar la madurez, el contenido de materia seca de las plantas se incrementa más rápidamente que la absorción de los minerales, causando que muchos minerales disminuyan su concentración (Fleming, 1973 citado por Spears, 1994). Las hojas siempre presentan mayor concentración de minerales que los tallos y al avanzar en los estados de madurez disminuye la relación hoja/tallo y como consecuencia baja el contenido de minerales (Ramirez *et al.*, 2002; Herrera *et al.*, 2008).

7.5. Contenido de proteína cruda

La disminución de la PB con la edad del CUBA CT-115 (figura 25) pudiera relacionarse con el descenso de la actividad metabólica, a medida que la edad de la planta avanzó. Esto trae consigo la disminución de la síntesis de compuestos proteicos, con respecto a los estadios más jóvenes (Danelón 2001). La disponibilidad de agua, la época, así como la cantidad y disponibilidad de nitrógeno en el suelo, entre otros factores, pudieran influir en este resultado. Alves do Santos *et al.* (2001), al evaluar el *Pennisetum purpureum Schum.* vc. Roxo, constataron el descenso del tenor proteico de 12.89 %, a los 40 d, hasta 5.36%, a los 100 d. Dos Reis (2006) comprobó en tres gramíneas forrajeras (*Pennisetum purpureum*, *Panicum maximum* y *Cynodon dactylon*) la disminución de la PB con la edad, aproximadamente de 10 a 15%. Resultados similares informaron Torregrozza *et al.* (2006) al evaluar el efecto de la edad en la composición química de *Brachiaria arrecta*. A pesar de que con la edad hubo descenso de la concentración de PB, este indicador presentó alto contenido hasta los 60 d de rebrote con un porcentaje de 10.56% (figura 25). Este fue superior a lo informado por Deschamps y Alves de Brito (1998) y Dos Reis (2006) para diferentes variedades del género.

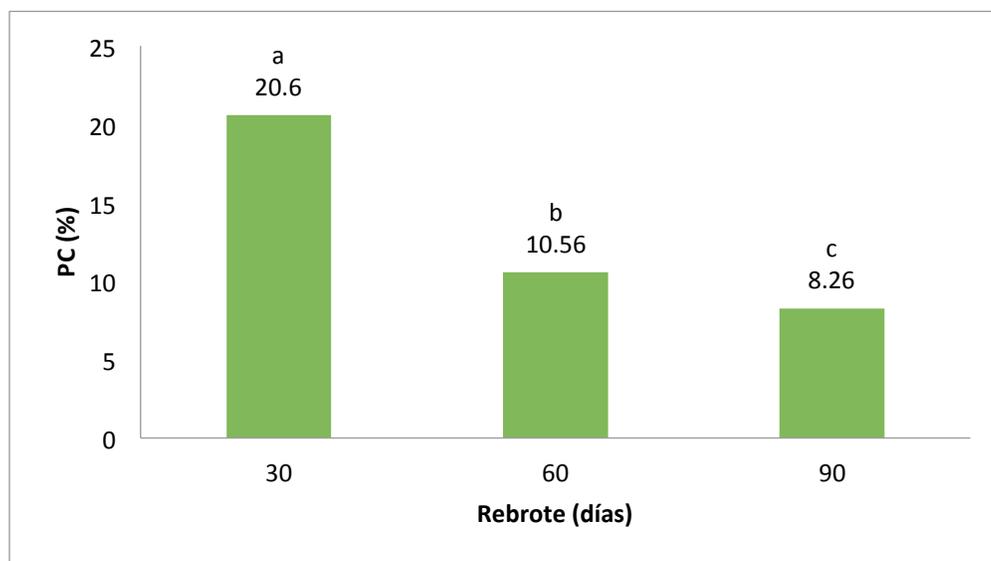


Figura 25. Efecto de la edad de rebrote (días) sobre la concentración de proteína cruda del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

El contenido proteico varió de forma inversa con respecto a los cambios que se dieron en la MS, lo que coincide con investigaciones anteriores (Juárez y Bolaños., 2007). No obstante, a pesar de que Márquez *et al.* (2007) indican que se produce una disminución lineal de 0,18% de proteína por cada día adicional de crecimiento, en este trabajo la tendencia fue de tipo cuadrática:

$$\% \text{ PC} = 18,76 - 0,230x + 0,001x^2$$

Donde x es la edad del cultivo en días.

La disminución en la proteína al aumentar la edad del pasto se puede atribuir a una reducción de la actividad metabólica de la planta de manera que conforme se cosecha el forraje a una edad mayor, la síntesis de compuestos proteicos en la planta es menor, haciendo que los valores de PC bajen (Ramírez *et al.*, 2008).

Los valores de PC alcanzados; 20.56, 10.56 y 8.26% para 30, 60 y 90 días son mejores que los presentados para el *P. purpureum* CT-115 el cual dio origen a la variedad CT-169, para el que Ramírez *et al.*, (2003; citados por Ramírez *et al.*, 2008) reportan valores de 8,83% en la época lluviosa y 7,92% en la seca.

7.6. Contenido de extracto etéreo

Los resultados con respecto a extracto etéreo, indican que, los valores se incrementan mientras aumenta la edad de corte en los tres intervalos (figura 26), de igual forma entre los intervalos no hay diferencia ($P < 0.05$), para extracto etéreo.

Los valores de EE realizados en este estudio coinciden con (Nunes-Medeiros *et al.*, 2007), estos investigadores mencionaron que el contenido de EE para el cultivo CT-115 es de 2.0%. Por su parte (Ramirez-Ribera *et al.*, 2003), reportaron que no hay diferencia estadística entre edades de corte, lo cual coincide con los resultados obtenidos en este estudio.

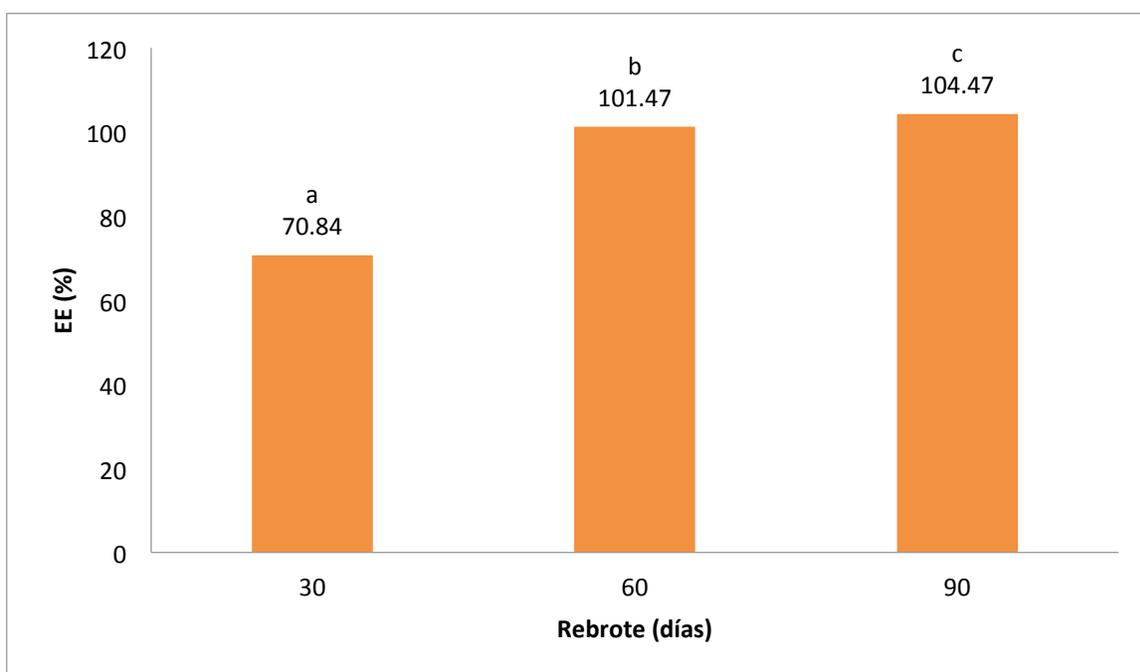


Figura 26: Efecto de la edad de rebrote en el contenido de extracto etéreo del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

7.7. Contenido de fibra detergente neutra

En la (figura 27) se observan los valores para FDN fueron 30d (421.2%) 60d (505.83%) y 90d (558.83%) respectivamente al ser comparados dentro de cada intervalo de corte, resultando diferentes estadísticamente ($P < 0.05$), estos valores se incrementan conforme la edad de la planta aumenta, siendo los valores más altos para el intervalo a 90 días y los menores para el intervalo a 30 días. Tal como lo señala (Nunes-Madeiros *et al.*, 2007), quien reporto un 65% de FDN en una variedad de *Pennisetum sp.*, a una edad de 60 días al corte. La causa de tal situación puede ser el aumento en la proporción de tallos con respecto a la cantidad de hojas que se observa cuando avanza la madurez del forraje (Ramírez *et al.*, 2008). Además, se reduce el lumen celular con sus componentes solubles y se incrementan los componentes fibrosos (Nogueira Filho *et al.*, 2000).

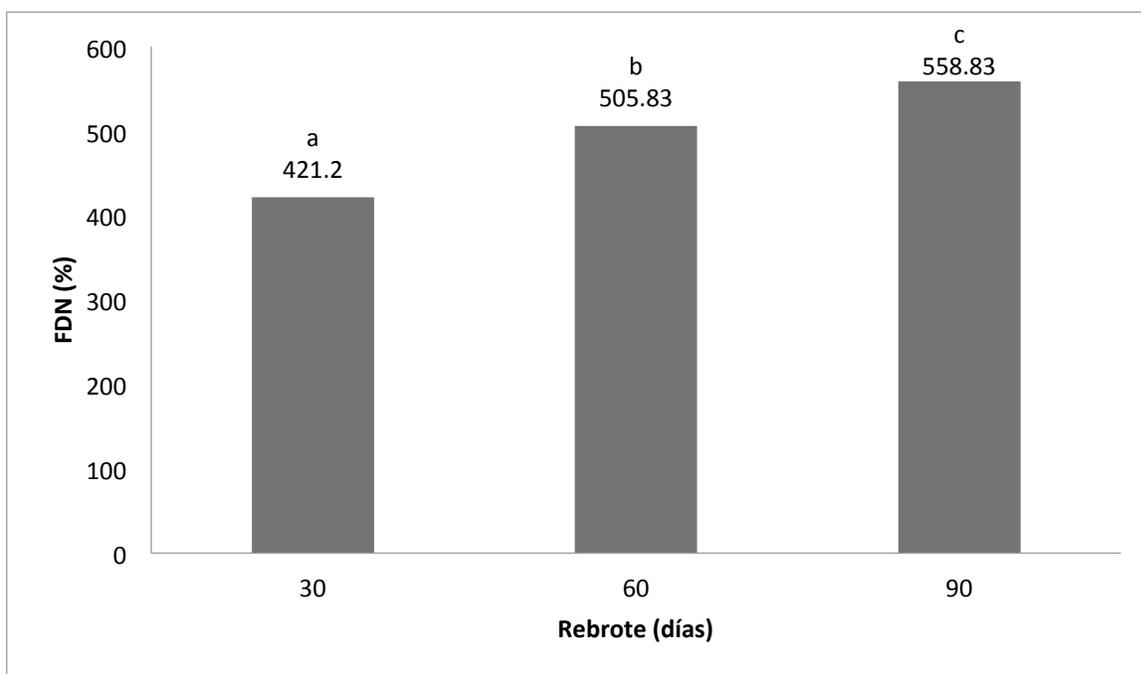


Figura 27: Efecto de la edad de rebrote en el contenido de FDN del pasto maralfalfa (*pennisetum purpureum* Var CT-115).

7.8. Contenido de fibra detergente acida

En la (figura 28) se compararon los tres intervalos de corte en cuanto al contenido de FDA, se determina que conforme la edad de corte aumenta, también el contenido de FDA se incrementa, teniendo el máximo valor el tercer intervalo (90 días), el valor mínimo es para el primer intervalo (30 días). Los valores obtenidos no difieren estadísticamente de los datos reportados por Nunes- Madeiros *et al.*, 2007, quien reporto un contenido del 40% de FDA para esta misma variedad. El contenido de FDA es menor a los 30 días, coincidiendo con (Queiroz-Fhilo *et al.*, 2000) quienes indican que conforme a la edad aumenta, las fracciones fibrosas también aumentan, disminuyendo el valor nutritivo del forraje. Los porcentajes del corte de 60 y 90 días respectivamente no tuvieron significancia comparado con el corte de 30 días ($P < 0.05$). Los valores difieren a los reportados por (Nunes-Madeiras *et al.*, 2007) quienes reportaron un contenido de FDA de 40% para el corte de 60 días de edad.

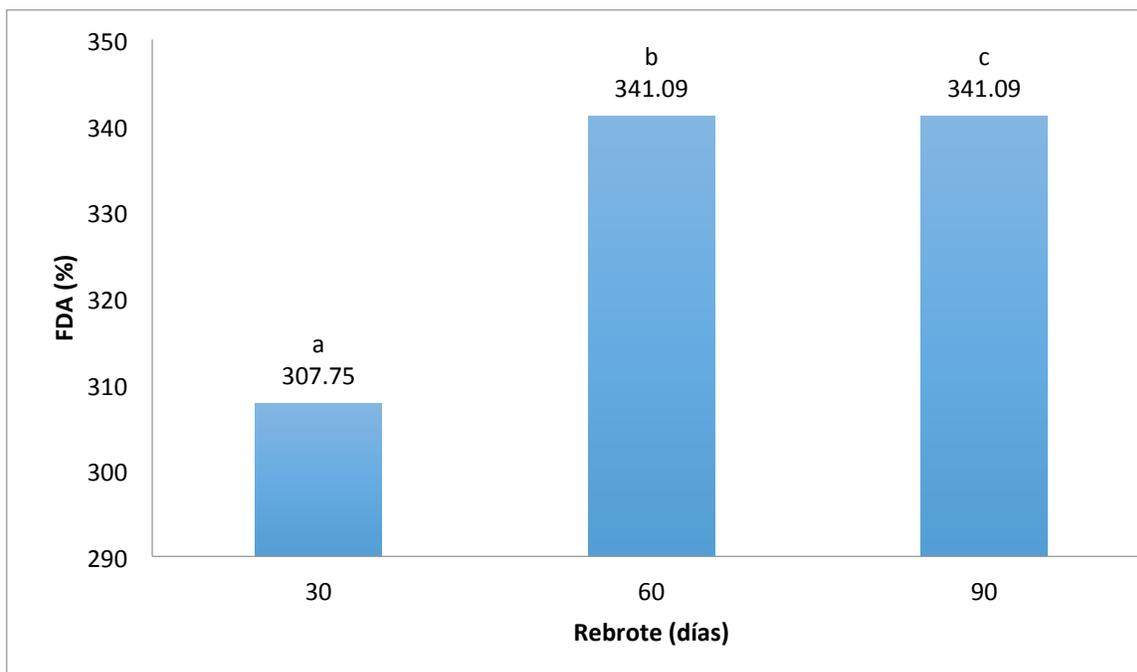


Figura 28: Efecto de la edad de rebrote en el contenido de FDA del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

7.9. Contenido de hemicelulosa

En la (figura 29) se reconoció un comportamiento diferente para la hemicelulosa. El menor valor se obtuvo para el clon con 90 d de rebrote. Sin embargo, hubo tendencia decreciente, y variable en todas las edades estudiadas. Los resultados de este trabajo en el comportamiento de la concentración de hemicelulosas con la edad de rebrote para la variedad CT-115 difieren de lo informado por Noguera (2004), al estudiar el valor nutritivo de sorgo en diferentes edades de corte (*Sorghum bicolor* L. Moench), así como lo obtenido por Barbi (2006) en *Pennisetum purpureum* Schum., *Panicum máximum* Jacq., *Andropogon gayanus* Kunth e *Hyparrhemia rufa* Ness, quienes demostraron un incremento de este indicador con la edad. Los datos de esta investigación no concuerdan con los estudios citados debido a las diferencias ambientales y de especies evaluadas. Pudieran influir además, la disponibilidad de nutrientes en el suelo, el balance hídrico, la época, la relación hoja tallo, entre otros factores que pueden influir en la variación del contenido de este constituyente de la pared celular.

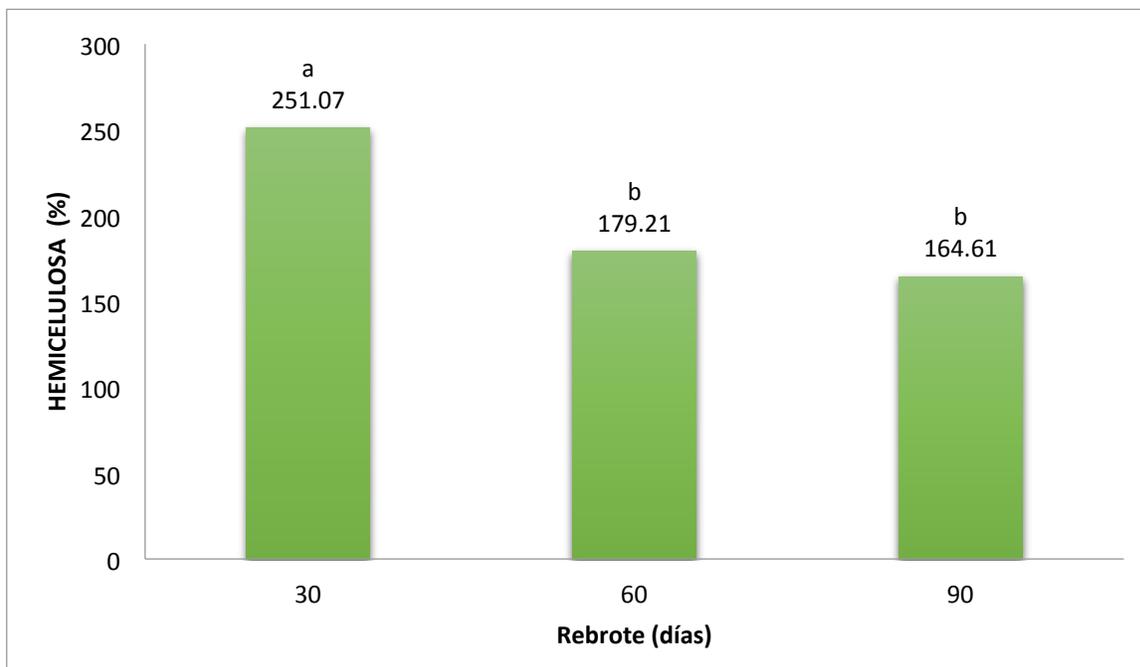


Figura 29: Efecto de la edad de rebrote en el contenido de hemicelulosa del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

7.10. Parámetros de producción de gas

La valoración de la calidad nutricional de un alimento está dada por la cantidad de nutrientes que son aprovechados en el tracto gastrointestinal de los animales; en caso particular los rumiantes son conocidos por su capacidad de aprovechar alimentos que tienen altos contenidos de celulosa, debido a su naturaleza fisiológica y anatómica. Al igual que bovinos, los pequeños rumiantes poseen en su rumen microorganismos (bacterias, protozoarios, hongos y enzimas), en su mayoría benéficos que colaboran en la fermentación y degradación de los alimentos.

Cuadro 4: Parámetros de producción de gas del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

Variable	Intervalo de corte (días)			EEM	P
	30	60	90		
B	292.34 ^c	588.87 ^b	747.83 ^a	1.80	0.0001
C	0.03 ^a	0.03 ^a	0.02 ^b	1.87	0.0001
Lag	1.29 ^b	1.97 ^a	0.92 ^b	0.02	0.0017
Gas 24	145.76 ^c	326.41 ^a	285.02 ^b	1.01	
Gas 48	217.92 ^b	471.64 ^a	459.31 ^a	1.24	
Gas 72	253.79 ^b	536.40 ^a	566.82 ^a	1.29	
Gas 96	271.69 ^c	565.34 ^b	633.65 ^a	1.36	

Medias en la misma fila con distinta letra difieren ($p < 0.05$)

Por lo tanto después de conocer el AQP de la maralfalfa (cuadro 4), se corrió una técnica de producción de gas, con la finalidad de determinar la calidad nutricional

del pasto bajo estudio. En el (cuadro 4), se muestran los valores de los parámetros de producción de gas. La máxima producción de gas (fase B), se obtuvo con el forraje cortado en el intervalo de los 90 días (747.83 mL g^{-1} de MS)(figura 30). En contraste el porcentaje por hora de la tasa fraccional de gas producido (fase C), para este intervalo fue menor ($0.03 \% \text{ h}^{-1}$). Respecto al tiempo en que tardan en colonizar el alimento los microorganismos del rumen (fase *Lag*), fue variable entre los intervalos de cortes, observándose a los 60 días una fase *Lag* diferente ($P=0.0017$, 1.97 h) a los demás intervalos de corte. Esto puede ser debido a las condiciones y precisión del equipo de laboratorio, así como la respuesta de los microorganismos al sustrato utilizado en la técnica de producción de gas, a pesar de que se haya utilizado el mismo sustrato e inoculo (líquido ruminal), existe una respuesta diferente entre los mismos microorganismos del rumen.

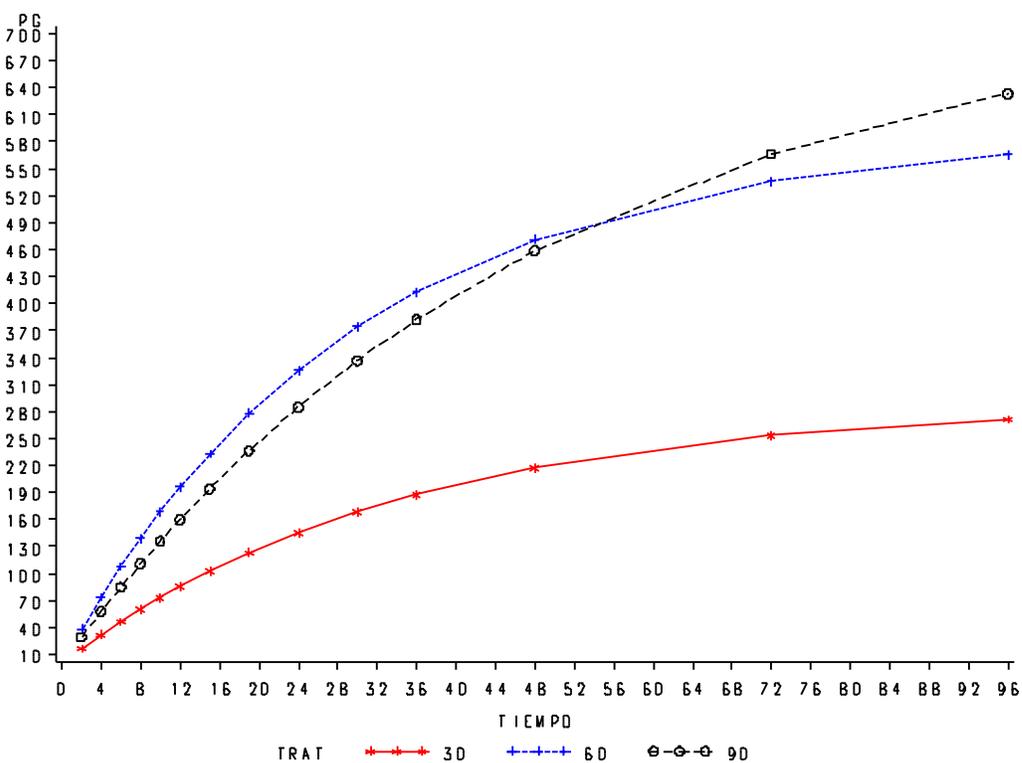


Figura 30: Producción de gas in vitro del del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

7.11. Degradabilidad in vitro de *Pennisetum purpureum* var. CT-115

La degradabilidad de la materia seca y orgánica están relacionadas con la edad de los forrajes. En este estudio, los valores más altos de la DIVMS y DIVMO, fueron a los 30 y 60 días de corte, fenómeno que podría relacionarse con el aumento de la concentración de los componentes de la pared celular del pasto (cuadro 5), a medida que avanza la edad de rebrote (Valenciaga, 2007).

Cuadro 5: Degradabilidad in vitro del del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* var CT-115).

Variable	Intervalo de corte (días)			EEM	P
	30	60	90		
DIVMS	802.71 ^a	815.75 ^a	780.29 ^b	1.40	0.067
DIVMO	796.93 ^a	805.27 ^a	764.87 ^b	1.58	0.056
AGCC	1.512 ^b	3.498 ^a	2.944 ^{ab}	0.012	0.0001
EM	7.09 ^b	11.39 ^a	9.90 ^{ab}	0.029	0.0001

Medias en la misma fila con distinta letra difieren (P<0.05)

DIVMS=Digestibilidad de la Materia Seca DIVMO=Digestibilidad de la Materia Orgánica

AGCC=Ácidos Grasos de Cadena Corta EM=Energía Metabolizable

Esto es debido a una mayor formación de enlaces covalentes de la lignina con los carbohidratos estructurales de la pared celular que se refleja en la limitación de la digestión, ya que las asociaciones lignina- hemicelulosas dificultan el acceso, así como el adecuado acoplamiento de las enzimas microbianas con los sustratos específicos (Capanema *et al.*, 2005). Por otra parte la cantidad de energía y ácidos grasos de cadena corta en el intervalo de corte a los 60 días fue más alto con 3.49 mmol g⁻¹ de MS y 11.39 MJ kg⁻¹ MS respectivamente (P<0.001). El establecimiento de esta gramínea en los potreros puede representar una

alternativa más para la alimentación de los rumiantes, cabe mencionar que es un pasto con altos rendimientos de materia seca y es recomendable cortarlo a los 60 y 90 días.

VIII. CONCLUSIONES

La edad de rebrote guarda una relación lineal con respecto a la materia seca y fracciones de fibra (FDN y FDA); mientras que el contenido de proteína cruda (PC) disminuye a medida que la edad de la planta se incrementa. La mayor degradabilidad de la materia seca y orgánica fue a los 30 y 60 días. Durante las primeras 24 horas de incubación la edad de corte de 60 días produjo mayor cantidad de gas; sin embargo, cuando se hicieron las mediciones a la hora 96, la edad de corte de 90 días produjo la cantidad de gas más alta. El pasto maralfalfa, podría ser utilizado como forraje en la nutrición de rumiantes (ovinos y bovinos) a una edad de corte de 60 días, debido a su mayor contenido de proteína y cinética de digestión.

IX. LITERATURA CITADA

Agnusdéli M. 2007. Calidad nutritiva del forraje. (Fecha de acceso: Marzo 5 del 2014). URL disponible en: <http://www.produccion-animal.com.ar/>

Allison, C. D. 1985. Factors affecting forage intake by range ruminants: a review. J. Range Manage. 38:305 – 311.

Amjed J.M., H.G. Jung and J.D. Donker. 1992. Effect of alkaline hydrogen peroxide treatment on cell wall composition and digestion kinetics of sugarcane residues and wheat straw. J. Anim. Sci., 70(9): 2877-2884.

A.O.A.C. 1990. Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists. 15th ed. Washington, D.C., U.S.A.

Andrade Ulloa, D. G. 2009. Evaluación de dos sistemas y tres distancias de siembra del pasto Maralfalfa (*Pennisetum* sp.) en la localidad de Chalguyacu, cantón Cumanda, provincia de Chimborazo. Fecha de acceso: Marzo 5 del 2014.

Aranda, I. E.M., J. Ramos A., y G. D. Mendoza M. 2000. Utilización de la caña de azúcar como suplemento en animales en pastoreo para la producción de carne en el trópico. Investigación de caña de azúcar. Folleto de fundación produce Tabasco. 13 p.

Araya, M; Boschini, C. 2005. Producción de forraje y calidad nutricional de variedades de *Pennisetum purpureum* en la Meseta Central de Costa Rica. Agronomía Mesoamericana 16(1):37-43.

Arce, C., T. Arbaiza, F. Carcelén & O. Lucas. 2003. Estudio comparativo de la digestibilidad de forrajes mediante dos métodos de laboratorio. Rev. Inv. Vet. 14(1):7-12.

Araujo Febres, O. 2005. Factores que afectan el consumo voluntario en bovinos a pastoreo en condiciones tropicales. IX Seminario de pastos y forrajes. Departamento de Zootecnia, Facultad de Agronomía. Maracaibo, Venezuela, 1-12.

Arora, R., 1983. New *Delias* butterflies from the Solomon Islands (Lepidoptera: Pieridae). *Systematic Entomology* 8: 15-24.

Badui Dergal Salvador. 1988. *Diccionario de Tecnología de Alimentos*, 1a. ed. Alambra. Madrid, España, pp. 40.

Beliuchenko, I.S., Febles, G. 1980. Factores que afectan la estructura de los pastos puros de gramíneas. Influencia de la relación hoja/tallo y contenido químico de los tallos. *Rev. Cubana cienc. Agric.* 14:167-174.

Bernal, J. 1999. Valor nutritivo de los forrajes. En: *pastos y forrajes tropicales. Producción y manejo*. 2da edición. pp 89-106.

Bogdan, A.V. 1977. *T Fodder plants (Grasses Legumes)*. Group Ltd. London, Gret Britain. Pp. 475.

Bondi, A. A. 1989. *Nutrición Animal*. Editorial Acribia, S. A. Zaragoza, España. 546 p.

Buxton, Russell, J. A. (1998). Evidence of convergent validity on the dimensions of affect. *Journal of Personality and Social Psychology*, 36, 1152-1168.

Brett C, Waldron K (1990) *Physiology and Biochemistry of Plant Cell Walls*. Unwin Hyman, London

Bryant, M. P. & A. Burkey. 1953. Cultural methods and some characteristics of some of the more numerous groups of bacteria in the bovine rumen. *J. of Dairy Sci.* 36(3):205-217.

Calsamiglia, S. 1997. Nuevas bases para la utilización de la fibra en dietas de rumiantes. XIII Curso de Especialización FEDNA. Madrid, España. 6 y 7 de Noviembre de 1997. Universidad Autónoma de Barcelona

Castillo, G. A. 1997. Variables técnicas y económicas que determinan la rentabilidad del sistema de rejejería en Campeche. Tesis de Maestría. Especialidad de Ganadería, Colegio de Postgraduados.

Carulla J. 1999. Efectos de la fertilización nitrogenada sobre la proteína del forraje. En: Memorias Simposio internacional sobre la proteína de la leche. Colanta. Medellín. 4 y 5 de Noviembre

Carulla J, Cárdenas E, Sánchez N, y Riveros C. 2004. Valor nutricional de los forrajes más usados en los sistemas de producción lechera especializada de la zona andina colombiana. En: memorias Seminario Nacional de Lechería Especializada: Bases Nutricionales y su Impacto en la Productividad. Eventos y Asesorías Agropecuarias, Auditorio de la Salud, Hospital General de Medellín, Septiembre 1 y 2: 21 – 40.

Chacón, H. y Vargas, R. (2009). Digestibilidad y calidad del Pennisetum purpureum cv. King grass a tres edades de rebrote Tesis Ing. Agr. Universidad de Costa Rica, San José Costa Rica, Costa Rica C. A. 408 Págs.

Chilibroste, P. 2002. Evaluación de modelos detallados de rumen para predecir disponibilidad de nutrientes en sistemas intensivos de producción de leche bajo pastoreo. Arch. Latinoam. Prod. Anim. 10(3):232-240.

Church, D. C., Pond W. G. Y Pond K. R. 2010. Fundamentos de nutrición y alimentación de animales. 2da ed. Editorial Limusa, S. A. de C. V. Grupo Noriega Editores. México. pp 636

Clavero, T y Razz, R. 2009. Valor nutritivo del pasto maralfalfa (*Pennisetum purpureum* x *Pennisetum glaucum*) en condiciones de defoliación. Rev. Fac. Agron. (Online). vol.26, n.1. pp. 78-87. (Fecha de acceso: Septiembre 3 del 2014).

Capanema, E.A., Balakshin, M.Y., Kadla, J.F., 2005. Quantitative characterization of a hardwood milled wood lignin by nuclear magnetic resonance spectroscopy. J. Agric. Food Chem. 53, 9639–9649.

Colombatto, D., Mould, F.L., Bhat, M.K., Owen, E., 2007. Influence of exogenous fibrolytic enzyme level and incubation pH on the in vitro ruminal fermentation of alfalfa stems. Anim. Feed Sci. Technol. 137, 150-162.

Correa, H. 2006. Calidad nutricional del pasto maralfalfa (*Pennisetum* sp) cosechado a dos edades de rebrote. Livestock Research for Rural Development. 18(6):2006. (En línea). <http://www.cipav.org.co/lrrd/lrrd18/6/corr18084.htm>

Crespo, G. 2001. La producción de pastos y forrajes. I Foro Latinoamericano de Pastos y Forrajes. La Habana. CDROM

Czerkawski, J.W. & K.J. Cheng. 1988. Compartmentation in the rumen. In: P. N. Hobson The Rumen Microbial Ecosystem. Elsevier Science Publishing, New York. 361 p.

Dayleni Fortes, R.S. Herrera, M. García, Ana M. Cruz y Aida Romero. Composición química de *Pennisetum purpureum* vc. Cuba CT 115 utilizado como banco de biomasa Revista Cubana de Ciencia Agrícola, Tomo 46, Número 3, 2012.pp 321

Denek, N., A. Can & S. Koncagül. 2006. Usage of slaughtered animal rumen fluid for dry matter digestibility of ruminant feeds. J. Anim. Vet. Adv. 5(6): 459-461.

Dhanao, M.S., J. France, L.A. Crompton, R.M. Mauricio, E. Kebreab, J.A.N. Mills, R.

Davila, T., Epstein, M.J. & Shelton, R. (2006). Making Innovation Work: How to manage it, Measure it, and Profit from it. Pennsylvania, (p. 262-263) Wharton school publishing.

Enríquez, Q. J. F., N. F. Meléndez., A. E. D. Bolaños. 1999. Tecnología para la producción y manejo de forrajes tropicales en México. INIFAP. CIRGOC. Campo experimental Papaloapan. Libro Técnico Núm. 7. Veracruz, México. 262 p.

Esau, K. 1976. Anatomía Vegetal. Ediciones Omega, Barcelona.

Flores, J. 1986. Manual de Alimentación Animal. Primera edición. México: Editorial Ciencia y Técnica. México. D.F. 4 vols. 1096 pp.

France, J., Dijkstra, J., Dhanoa, M.S., López, S., Bannink, A., 2000. Estimating the extent of degradation of ruminant feeds from a description of their gas production profiles observed *in vitro*: derivation of models and other mathematical considerations. Brit. J. Nutr. 83, 143-150.

Galyean, M.L., and A.L. Goetsch. 1993. Utilization of forage fiber by ruminants. En: H.G. Jung, D.R. Buxton, R.D. Haltfield, and J. Ralph (Ed.) Forage Cell Wall Structure and Digestibility. Pp 34-72. ASA-CSSA- SSSA, Madison, WI.

García, T. E. 1980. Utilización de los pastos tropicales para la producción de leche y carne. Pastos y forrajes 3:503-554.

García H., E. del R. y C.B. Peña V. 1995. La pared celular, componente fundamental de las células vegetales. UACH. Primera Edición. México, D.F.

Getachew, G., Makkar, H.P.S., Becker, K., 2002. Tropical browses: contents of phenolics compounds, *in vitro* gas production and stoichiometric relationship between short chain fatty acid an *in vitro* gas production. J. Agric. Sci. 139, 341-352.

Gutiérrez, O. (1996). Pastos y forrajes en Guatemala su manejo y utilización base

de la producción animal. Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala C. A. 318 Págs.

Grudsky, P.R. & J.L. Arias. 1983. Aspectos generales de la microbiología del rumen. Monografías de Medicina Veterinaria. Universidad de Chile. 5(2). ISSN : 0716-226X.

Hespell, R.B. & M.P. Bryant. 1979. Efficiency of rumen microbial growth: influence of some theoretical and experimental factors on YATP. J. Anim. Sci. 49:1640-1659.

Hernandez, S. D. 2001. La productividad animal e pastoreo. Memoria. Fundación produce Tabasco. INIFAP. pp. 48-50.

Herrera, R.S. 1997. El cultivo de tejido "in vitro" aplicado a los pastos en Cuba. Rev. Cubana Cienc. Agríc. 31:113.

Hodgson, J. (1989) Pasture Production. Dairyfarming Annual 41: pp. 76-82.

Hogan, J. P. ; Weston, R. H., 1969. The digestion of pasture plants by sheep. III. The digestion of forage oats varying in maturity and in the content of protein and soluble carbohydrate. Aust. J. Agric. Res., 20 (2): 347-363

Holmann F, Rivas L, Carulla J, Giraldo L, Guzmán S, Martínez M, Rivera B, Medina A y Farrow A. 2003. Evolución de los Sistemas de Producción de Leche en el Trópico Latinoamericano y su interrelación con los Mercados: Un Análisis del Caso Colombiano. CIAT, Cali. 53 p.

Hopkins WG. A new view of statistics. Available from: <http://sportsci.org/resource/stats> [Accessed 2000 Apr 18]

<http://www.heniheny.googlepages.com>. 2008. CAMPOS, Y. Pasto Maralfalfa.

<http://www.infoagro.com>. 2005. VIMOS, F. Producción de forraje

Ishizaki, S.M., C.M. Campbell & W.Y. Toma. 1976. Estimators of the digestibility of tropical grasses microdigestion techniques and chemical solubility methods. *J. Anim. Sci.* 42:1503-1508

Jouany, J.P. 1996. Effect of rumen protozoa on nitrogen utilization by ruminants. *Journal of Nutrition* 126:1335s-1346s.

Juarez Lagunes, F.I., Fox, D. G., Blake, R. W., Pell, A.N., 1999. Evaluation of tropical grasses for milk production by dual-purpose cows in tropical Mexico. *J. Dairy Sci.* 82, 2136–2145.

Jung, H.G., and D.A. Deetz. 1993. Cell wall lignification and degradability. p. 315-346, In H.G. Jung, D.R. Buxton, R.D. Hatfield, and J. Ralph, eds. *Forage Cell Wall Structure and Digestibility*. ASA-CSSA-SSSA, Madison, WI, USA.

Krause, D.O. & J.B. Russell. 1996. How Many Ruminal Bacteria Are There?. *J. Dairy Sci.* 79:1467-1475.

Mauricio, R.M., Mould, F.L., Dhanoa, M.S., Owen, E., Channa, K.S., Theodorou, M.K., 1999. Semi automated in vitro gas production technique for ruminant feedstuff evaluation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 79, 321-330.

Manrriquez, J. A. 1994. La digestibilidad como criterio de evaluación de alimentos - su aplicación en peces y en la conservación del medio ambiente. (Fecha de acceso: febrero 30 del 2014).

Marco O. 2011. Estimación de calidad de los forrajes. (Fecha de acceso febrero 3 del 2013).

Márquez, F. y J. Sánchez.; D. Urbano. y C. Dávila. (2007). Evaluación de la frecuencia de corte y tipos de fertilización sobre tres genotipos de pasto elefante (*Pennisetum purpureum*). En el rendimiento y contenido de proteína. *Zootecnia Trop.*, 25(4): 253-259. 2007.

Martínez, R.O. & Herrera, R.S. 2006. Empleo del Cuba CT-115 para solucionar el déficit de alimentos durante la seca. En: Producción y manejo de los recursos forrajeros tropicales. Eds. M.E. Velasco, A. Hernández, R.A. Perezgrovas y B.

Martínez, R.O. 2010. Bancos de biomasa con pasto elefante Cuba CT-115 para solucionar el déficit de alimentos durante la seca en la producción de leche y carne. III Congreso de Producción Animal Tropical. Instituto de Ciencia Animal, La Habana, Cuba.

Martínez, R.O., Herrera, R.S., Cruz, R., Tuero, R: y García, M. 1996. Producción de biomasa con hierba elefante (*Pennisetum purpureum*) y caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) para la ganadería tropical. I. Rendimientos. Rev. Cubana Cienc. Agríc. 28: 229.

Martínez, R.O. 1998. Banco de biomasa para la sostenibilidad de la ganadería tropical. Mejora de la Ganadería Mestiza de Doble Propósito. Ed.Asro.Data S.A. Maracaibo, Venezuela p.250

Martínez, R.O. 2001. Como guardar comida para la seca con la: Hierba Elefante CT-115. Instituto de Ciencia Animal y el Consejo de Iglesias de Cuba. Pp.1-27.

McAllister, T. A., H.D. Bae, G.A. Jones & K.J. Cheng. 1994. Microbial Attachment and Feed Digestion in the Rumen. J. Anim. Sci. 72:3004-3018.

McDonald, P., Edwards, R.A.; Greenhalgh, J.F.D.; Morgan, C.A. 2002. Nutrición Animal.

Mello JA, et al. (2002) Human Asf1 and CAF-1 interact and synergize in a repair-coupled nucleosome assembly pathway. *EMBO Rep*3(4):329-34

Mejía H. J. 2002. Consumo voluntario de forraje por rumiantes en pastoreo. Acta universitaria, 12(3), 56-63. (Fecha de acceso: Abril 8 del 2014). URL disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/416/41612204.pdf>

Meléndez, N. F., M. J. A. González y J. Pérez. 1980. El pasto estrella africana.

Boletín No. 7. Rama de Ciencia Animal. Colegio Superior de Agricultura Tropical. SARH. H. Cárdenas, Tabasco. 99 p.

Meléndez, J; Ibarra, G; Iglesias, O. 2000. *Pennisetum purpureum* cv. CRA – 265 en Condiciones de secano. Parámetros agronómicos y valor nutritivo. Producción Animal 12:17-20.

Menke, K.H., Steingass, H., 1988. Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and *in vitro* gas production using rumen fluid. Anim. Res. Dev. 28, 7-55.

Minson, J. D. (1990). Forage in Ruminant Nutrition. Academic Press. San Diego, CA.

Moreno, H., J. Pérez, y N. F. Meléndez. 1977. Efecto de la carga animal en la producción de carne en pasto alemán (*Echinochloa polystachya*). Agricultura Tropical 2:156.

Nocek, J.E. 1988. In Situ and other methods to estimate ruminal protein and energy digestibility: A Review. J. Dairy Sci. 71:2051-2069.

Obispo, N. 1992. Los hongos anaeróbicos del rumen. Zootecnia Tropical 10(1):91-107

Obispo, N.E., P. Pares, C. Hidalgo, J. Palma & S. Godoy. 2001. Consumo de forraje y ganancia diaria de peso en bovinos de carne en crecimiento suplementados con fuentes proteicas. Zootecnia Tropical 19(3):423-442.

Osorio F. 2004. Efecto del manejo alimentario sobre el sistema especializado de producción lechera. En: memorias Seminario Nacional de Lechería Especializada: Bases Nutricionales y su Impacto en la Productividad. Eventos y Asesorías Agropecuarias, Auditorio de la Salud, Hospital General de Medellín, Septiembre 1 y 2: 141 – 152.

Orpin, e.G. and Greenwood, Y. (1986). Effects of haems and related compounds on growth and zoosporogenesis of the rumen phycomycete *Neocallimastix frontalis* H8. *Journal of General Microbiology* 132: 2179-2185.

Parra, R., J. Combellas & E.J. González. 1972. Composición y valor nutritivo de forrajes producidos en el trópico. 2. Fracciones químicas que afectan la disponibilidad de los componentes fibrosos. *Agronomía Tropical* 22(3): 219-230.

Pinacho-López, B., J.R. Sanginés-García, J. Arroyo-Ledezma, & H. Magaña-Sevilla. 2009. Potencial de *Canavalia maritima* e *Indigofera hirsuta* como forraje para rumiantes. *Rev. Verde* 4(2):01-04.

Pírelas, M. F. 2005. Valor nutritivo de los pastos tropicales. Manual de ganadería doble propósito. (Fecha de acceso: marzo 5 del 2014).

Preston, T.R., Leng, R.A. Supplementation of diets based on fibrous residues and byproducts. in: F. Sundstøl, E. Owens (Eds.) *Straw and Other Fibrous By-products as Feed*. Elsevier, Amsterdam;1986:373–413.

Ralph J, Helm RF (1993) Lignin/ hydroxycinnamic acids/polysaccharide complexes: Synthetic models for regiochemical characterization. In Jung HG, Buxton DR, Hatfield RD, Ralph J, eds, *Forage Cell Wall Structure and Digestibility*. ASA-CSSA-SSSA, Madison, WI, pp 201-246

Ramírez. J.L,D. Verdecia & Leonard. 2006. Rendimiento y caracterización química del *Pennisetum Cuba CT-169* en suelo pluvisol (Yield and chemical composition of the grass *Pennisetum Cuba CT-169*). *Rev. Med. Vet.*

Ramos, N., Herrera, R.S. y Curbelo, F. 1979. Reseña descriptiva del King grass en Cuba. Editorial Instituto de Ciencia Animal. La Habana, Cuba.

Romero M.G. 2011. Tecnología pecuaria. (Fecha de acceso: febrero 28 del 2014).

Rosero-Noguera, R., S.L. Posada-Ochoa. 2007. Modelación de la cinética de degradación de alimentos para rumiantes. *Rev. Col. Cienc. Pec.* 20:174-182.

- Ruiz, R.P. 2011. Comparación de dos métodos in vitro para estimar la digestibilidad de pastos tropicales en rumiantes. *Revista CITECSA*, 2(2), 13-24.
- Sanderson, J. Dijkstra & S. López. 2004. Technical note: A proposed method to determine the extent of degradation of a feed in the rumen from the degradation profile obtained with the in vitro gas production technique using feces as the inoculum. *J. Anim. Sci.* 82:733-746.
- Salisbury, F. B.; Ross, C. W. *Plant physiology*. 4.ed. Belmont: Wadsworth Publishing Company, 1992. 682p.
- SAS Institute, 2002. *SAS User's Guide: Statistics*. Ver 9.0. SAS Institute, Cary, N.C., USA.
- Sosa, D., Larco, C., Falconí, R., Toledo, E., y Suárez, G. 2006. Digestibilidad de maralfalfa (*Pennisetum* sp.) en cabras. *Boletín Técnico*, 6, 68-76.
- Smith, S. V., Jokiel, P. L. (1972). Water composition and biogeochemical gradients in the Canton Atoll lagoon: 2. budgets of phosphorous, nitrogen, carbon dioxide, and particulate materials. *Mar. Sci. Communs* 1: 165-207
- Spears, J.W., 1994. Minerals in forages. En *Forage quality, evaluation and utilization*. Editor Fahey, G.C. Am. Soc. of Agronomy, Crop Sc. Soc. of America and Soil Sc. Soc. of America. EEUU. pp. 281-317
- Stevens B J H, Selvendran R R 1984 Structural features of cell-wall polysaccharides of the carrot (*Daucus carota*) *Carbohydrate Research* 128 321-327.
- Stonaker, H. H. 1975. Beef production systems in the tropics. I. Extensive production systems on infertile soils. *J. Anim. Sci.* 41:1218-1223.
- Talmadge, K. W., Keegstra, W. D. Bauer, AND P. alahersheim. 1973. The structure of plant cell walls. I. The macromolecular components of the walls of suspension-cultured sycamore cells with a detailed analysis of the pectic polysaccharides. *Plant Physiol.* 51:B158-173.

Theodorou, M.K., Williams, B.A., Dhanoa, M.S., McAllan, A.B., France, J., 1994. A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 48, 185-197

Tilley, J.M.A. & Terry R.A. 1963. A two stage technique for the *in vitro* digestion of forage crops. *J. Brit. Grassland Soc.* 18:104-111.

Tobal, C.F. 2002. Evaluación de los alimentos a través de los diferentes métodos de digestibilidad. Fecha de acceso: marzo 5 del 2014.

Torres, B. I. 1993. Situación y perspectiva de la ganadería bovina de carne. FIRABanco de México. Boletín informativo Núm. 252, Vol. XXVI: 28 p. México.

Torres, G.G., T.F. Arbaiza, F.C. Carcelén & O.A. Lucas. 2009. Comparación de las técnicas *in situ*, *in vitro* y enzimática (celulasa) para estimar la digestibilidad de forrajes en ovinos. *Rev. Inv. Vet.* 20(1): 5-9.

Valenciaga, D., Chongo, B., Herrera, R.S., Torres, V., Oramas, A., Cairo, J.G. & Herrera, M. 2007. Effect of regrowth age on *in vitro* dry matter digestibility of *Pennisetum purpureum* vc. Cuba CT-115. *Cuban J. Agric. Sci.* 43:79

Van Soest, P.J., D.R. Mertens & B. Deinum. Preharvest 1978. Factors influencing quality of conserved forage. *J. Anim. Sci.* 47:712-720.

Van Soest, P.J., Robertson, J.B., Lewis, B.A., 1991. Methods for dietary fibre, neutral detergent fibre, and non-starch carbohydrates in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.* 74, 3583-3597.

