



UNIVERSIDAD DEL MAR

DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

CALIDAD NUTRITIVA DE PASTOS CAYMAN Y COBRA SOMETIDOS A
ESTRÉS SALINO EN CONDICIONES DE INVERNADERO

TESIS

QUE COMO PARTE DE LOS REQUISITOS PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN PRODUCCIÓN Y SANIDAD ANIMAL

PRESENTA

Ing. Silvia Santos Jerónimo

DIRECTOR

Dr. Edgar Iván Sánchez Bernal

CO-DIRECTOR

Dr. Serafín Jacobo López Garrido

Puerto Escondido, Oaxaca, México

Octubre, 2019

DEDICATORIA

A mis padres Anselmo Santos García y María Ana Jerónimo Cruz por confiar en mí y apoyarme, por su amor incondicional. Los quiero mucho.

A mi esposo Gregorio García Santos por su amor y apoyo en todo momento. Gracias por existir y por estar a mi lado.

A mis hermanos Esteban, José, Daniel, Priscila y Reyna Cecilia por los momentos compartidos en familia, por la fuerza que me dan para seguir adelante.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad del Mar, por darme la oportunidad de estudiar en esta institución.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada para la realización de esta maestría.

Al Dr. Edgar Iván Sánchez Bernal por orientarme en el camino de la investigación, por su tiempo brindado a la dirección, revisión y corrección de esta tesis.

Al Dr. Serafín Jacobo López Garrido por su paciencia y asesorarme en el presente trabajo de investigación.

Al Dr. Héctor Manuel Ortega Escobar por su esfuerzo en la gestión y transporte del agua destilada, la cual fue indispensable para la realización de este proyecto y por motivarme durante el proceso de elaboración de esta tesis.

Al Dr. Marco Antonio Camacho Escobar y al Dr. Álvaro Can Chulim por su disposición para la revisión y corrección de esta tesis.

A los profesores investigadores que forman parte del programa de maestría en Producción y Sanidad Animal por brindarme sus conocimientos.

A mis amigos y compañeros Ing. Maribel Reyes Jiménez, MVZ. Gabriela de Jesús Bielma Sarabia, LPA. Guillermo de Jesús González Crespo y MVZ. Abraham Santos Díaz por su compañía y por las experiencias vividas.

A la empresa Semillas Papalotla S.A. de C.V. y al Ing. Rodolfo Ruiz Ramón por el apoyo brindado para la realización de esta investigación.

A los alumnos de la licenciatura de Zootecnia Rafael Cesareo Barragán Joaquín y José Andrés Jiménez Martínez por apoyarme con las actividades realizadas en invernadero.

A todas esas personas que en algún momento fueron parte de mi vida durante mi estancia en la Universidad del Mar.

RESUMEN

Se evaluó la calidad de los pastos Cayman (BR02/1752) y Cobra (BR02/1794) en condiciones de estrés inducido por la sal NaCl. El experimento constó de dos etapas, en la primera se evaluó el crecimiento de los pastos en invernadero y en la segunda se realizó la evaluación de la materia seca con técnica *in vitro*. En invernadero, se establecieron 84 macetas experimentales bajo siete niveles de Conductividad eléctrica (CE): 0, 2, 4, 6, 10, 12 y 15 dS m⁻¹, se registró porcentaje de emergencia, altura de plantas, diámetro del tallo, número de hijuelos, de hojas, longitud de raíz y producción de biomasa. En la etapa dos, se utilizó la materia seca de los pastos híbridos crecidos a CE: 0, 2, 4, 6 y 10 dS m⁻¹, para determinar el efecto de la salinidad sobre composición química, fermentación ruminal *in vitro* mediante la concentración de ácidos grasos volátiles, producción de metano y dióxido de carbono, población de microorganismos ruminales y degradabilidad. Se utilizaron 30 biodigestores inoculadas con fluido ruminal fresco de bovino fistulado. Las dos etapas fueron establecidas en un diseño completamente al azar, el análisis de varianza se realizó con el paquete estadístico (SAS 9.0) y la comparación de medias a través del estadístico de prueba Tukey $\alpha=0.05$. Los resultados indican, que al aumentar la CE de las soluciones salinas, ambos pastos, disminuyeron de manera diferencial el porcentaje de emergencia, altura de plantas, diámetro del tallo, número de hijuelos y de hojas, con decremento en la producción de biomasa de los pastos. De la misma forma, la salinidad inducida por NaCl produjo en ambos pastos disminución del porcentaje de proteína cruda, variación en la producción de acetato, porcentaje de ceniza, extracto etéreo, fibra detergente neutro, fibra detergente ácido y en la población de bacterias ruminales.

Palabras clave: Calidad nutritiva, pastos, producción de biomasa, salinidad.

ABSTRACT

The quality of the Cayman (BR02/1752) and Cobra (BR02/1794) grasses were evaluated under conditions of stress induced by NaCl salt. The experiment consisted of two stages; in the first stage, the growth of the grasses in the greenhouse was evaluated and in the second stage, the evaluation of the dry matter was carried out with *in vitro* technique. In a greenhouse, 84 experimental pots were established under seven levels of Electrical Conductivity (CE) of 0, 2, 4, 6, 10, 12 and 15 dS m⁻¹. Percentage emergence, height of plants, diameter of stem, number of shoots, number of leaves, root length and biomass production were registered. In stage two, the dry matter of the hybrid grasses grown at CE of 0, 2, 4, 6 and 10 dS m⁻¹ was used to determine the effect of salinity on the chemical composition, the fermentation ruminal *in vitro* through the concentration of volatile fatty acids, the production of methane and carbon dioxide, population of ruminal microorganisms and degradability. Thirty biodigesters were inoculated with fresh bovine ruminal fluid. The two stages were established in a completely random design, the variance analysis was performed with the Statistical Analysis System (SAS 9.0) and the comparison of means was run through the Tukey $\alpha=0.05$ test statistic. The results indicate that increasing the concentration of NaCl for both grasses, decreased the percentage of emergence, height of plants, stem diameter, the number of shoots and the number of leaves and consequently, these reductions affected the biomass production of the grasses. In the same way, in both grasses, the salinity induced by NaCl, produced a decrease in the percentage of crude protein, variation in the production of acetate, the percentage of ash, ether extract, neutral detergent fiber, acid detergent fiber and in the population of ruminal bacteria.

Key words: Biomass production, grasses, nutritional quality, salinity.

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS	X
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Generalidades de la salinidad en los suelos	3
2.1.1 Suelos salinos en el mundo.....	3
2.1.2 Suelos salinos en México.....	4
2.1.3 Suelos salinos en la costa de Oaxaca	4
2.2 Causas de la salinidad de los suelos.....	6
2.3 Causas de la salinidad de suelos en la costa de Oaxaca	7
2.4 Uso del suelo en la costa de Oaxaca y producción animal	7
2.5 Producción de forrajes.....	8
2.5.1 Cultivares Cayman y Cobra.....	9
2.6 Calidad nutritiva de forrajes	10
2.6.1 Degradabilidad de forrajes.....	11
2.7 Parámetros de fermentación ruminal.....	12
2.7.1 Productos de la fermentación ruminal.....	12
2.8 Parámetros microbiológicos	14
2.8.1 Bacterias.....	14
2.8.2 Protozoarios.....	15
2.8.3 Hongos anaeróbicos	15
2.9 Efecto de la salinidad en la producción de forrajes.....	15
2.9.1 Sequía fisiológica.....	15
2.9.2 Toxicidad iónica.....	16
2.9.3 Deficiencia nutricional.....	16
2.10 Tolerancia de pastos a la salinidad.....	16
2.11 Producción de forrajes en suelos salinos.....	19
2.12 Efecto de la salinidad en la calidad nutritiva de forrajes.....	19
3. HIPÓTESIS.....	21

4. OBJETIVOS	21
4.1 Objetivo general	21
4.2 Objetivos específicos	21
5. MATERIALES Y MÉTODOS	22
5.1 Área de estudio.....	22
5.2 Etapa 1. Experimento en invernadero	23
5.2.1 Factor de variación y tratamientos	23
5.2.2 Unidades experimentales.....	23
5.2.3 Preparación de soluciones salinas	24
5.2.4 Preparación de bolsas experimentales.....	25
5.2.5 Manejo agronómico.....	25
5.2.6 Variables evaluadas.....	26
5.2.7 Diseño experimental y análisis estadístico	27
5.3 Etapa 2. Técnica <i>in vitro</i>	28
5.3.1 Factor de variación y tratamientos	28
5.3.2 Unidades experimentales.....	28
5.3.3 Inóculo.....	29
5.3.4 Preparación de biodigestores	29
5.3.5 Preparación de trampas de biogás	29
5.3.6 Establecimiento del sistema para fermentación ruminal <i>in vitro</i>	30
5.3.7 Variables evaluadas.....	31
5.3.8 Diseño experimental y análisis estadístico	35
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	36
6.1 Efecto de la sal NaCl sobre el porcentaje de emergencia de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la siembra	36
6.2 Efecto de la sal NaCl sobre la altura de los pastos Cayman y Cobra	39
6.3 Efecto de la sal NaCl sobre el diámetro del tallo de los pastos Cayman y Cobra	41
6.4 Efecto de la sal NaCl sobre el número de hijuelos de los pastos Cayman y Cobra	43

6.5 Efecto de la sal NaCl sobre el número de hojas de los pastos Cayman y Cobra	45
6.6 Efecto de la sal NaCl sobre la longitud de raíz de los pastos Cayman y Cobra	47
6.7 Efecto de la sal NaCl sobre la producción de biomasa en base seca de los pastos Cayman y Cobra, 60 DDE	49
6.8 Composición química de los pastos Cayman y Cobra	52
6.8.1 Ceniza	52
6.8.2 Extracto etéreo	53
6.8.3 Proteína Cruda	54
6.8.4 Fibra detergente neutro y Fibra detergente ácida	55
6.9 Degradabilidad <i>in vitro</i> de la materia seca y pH.....	58
6.10 Concentración de ácidos grasos volátiles (AGV).....	60
6.11 Emisiones de biogás (CH ₄ y CO ₂)	62
6.12 Población de bacterias.....	65
6.13 Población de protozoarios.....	67
7. CONCLUSIONES	70
8. RECOMENDACIONES	71
9. LITERATURA CITADA.....	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I. Salinidad en México.....	5
Tabla II. Efectos de salinidad en especies forrajeras.	17
Tabla III. Tolerancia a la salinidad de algunas gramíneas.....	18
Tabla IV. Tratamientos de la etapa 1.....	23
Tabla V. Concentración de NaCl por nivel de salinidad.....	24
Tabla VI. Variables de la etapa 1.....	26
Tabla VII. Tratamientos de la etapa 2.....	28
Tabla VIII. Componentes del medio de cultivo a base de glucosa, celobiosa, almidón y fluido ruminal (GCA-FR).	30
Tabla IX. Componentes del medio de dilución.	33
Tabla X. Medio de cultivo para bacterias celulolíticas.	35
Tabla XI. Efecto de la sal NaCl sobre el porcentaje de emergencia de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la siembra (DDS).	38
Tabla XII. Efecto de la sal NaCl sobre la altura de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).	40
Tabla XIII. Efecto de la sal NaCl sobre el diámetro del tallo principal de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).	42
Tabla XIV. Efecto de la sal NaCl sobre el número de hijuelos de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).	44
Tabla XV. Efecto de la sal NaCl sobre el número de hojas de los pastos Cayman y Cobra.	46
Tabla XVI. Efecto de la sal NaCl sobre la longitud de raíz de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).	48
Tabla XVII. Efecto de la sal NaCl sobre la producción de biomasa en base seca de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).	50
Tabla XVIII. Reducción de biomasa de los pastos Cayman y Cobra en función de los niveles de CE.....	51
Tabla XIX. Efecto de la sal NaCl sobre la composición química de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).	57

Tabla XX. Degradabilidad <i>in vitro</i> de la materia seca (DIVMS) y pH.....	59
Tabla XXI. Concentración de AGV, 72 h de incubación.	61
Tabla XXII. Producción de CH ₄ y CO ₂	64
Tabla XXIII. Población de bacterias ruminales a diferentes tiempos de incubación.	66
Tabla XXIV. Población de protozoarios a diferentes tiempos de incubación.	68

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución de suelos afectados por salinidad.....	4
Figura 2. Distribución y uso del suelo en la costa de Oaxaca..	8
Figura 3. Área de estudio.	22
Figura 4. Distribución de unidades experimentales en invernadero.	23
Figura 5. Preparación de soluciones salinas.	24
Figura 6. Siembra.	25
Figura 7. Unidades experimentales.	28
Figura 8. Preparación de biodigestores.....	29
Figura 9. Sistema para fermentación ruminal <i>in vitro</i>	31
Figura 10. Peso seco total de los pastos Cayman y Cobra en función de la CE.	51

1. INTRODUCCIÓN

La salinidad de los suelos limita la productividad de las plantas cultivadas para la alimentación humana y animal (Mesa 2003). En México, 10 % del área irrigada está afectada por salinidad (Ruiz-Cerda *et al.* 2007). Con relación a lo anterior, Partida-Ruvalcaba *et al.* (2006) reportan 500,000 hectáreas improductivas debido a la alta concentración de sales. El estado de Oaxaca presenta el problema de salinidad de los suelos y la zona costera por sus características edafoclimáticas es la más susceptible.

Estudios realizados por Sánchez-Bernal *et al.* (2012a) y Sánchez-Bernal *et al.* (2014) en el valle costero de Oaxaca, indican suelos afectados en su capa superior principalmente por las sales cloruro de sodio (NaCl), cloruro de magnesio (MgCl₂) y bicarbonato de sodio (NaHCO₃), el NaCl es la predominante.

La elevada concentración de sales de estos suelos se debe a procesos naturales y antropogénicos, como son intrusiones marinas, deposición de la sal a tierras cercanas por acción del viento, deficiente drenaje natural de los suelos, napa freática somera, problemas de deforestación, cambio de uso del suelo, sobrepastoreo, riego con agua de elevada concentración salina y mal uso de fertilizantes químicos (Cisneros-Saguilán *et al.* 2003, Moreno-Casasola *et al.* 2013, Sánchez-Bernal *et al.* 2019).

Dado que la salinidad produce problemas de infertilidad de los suelos, déficit hídrico y altos niveles de toxicidad por iones específicos, se tienen efectos adversos en el crecimiento y productividad de los cultivos incluyendo especies forrajeras (Martínez-Villavicencio *et al.* 2011). El estrés salino disminuye el crecimiento y producción de biomasa de los pastos, en consecuencia, aminora la disponibilidad de forraje para la alimentación animal y afecta directamente a la actividad económica ganadera.

Una de las medidas que permite aprovechar los suelos degradados por altas concentraciones de sales, es la utilización de pastos tolerantes, las cuales constituyen una alternativa para el desarrollo sostenible de pastizales costeros (Masters *et al.* 2007, Ramírez-Suarez & Hernández-Olivera 2016).

Es fundamental evaluar la tolerancia de los pastos a la salinidad y determinar el efecto que causa el estrés salino en la composición química, degradabilidad, parámetros de fermentación y microbiológicos; para seleccionar genotipos con adecuada calidad nutritiva para los rumiantes y a su vez tolerantes a las condiciones salinas de los suelos; sin embargo, son pocas las investigaciones que se han realizado al respecto.

En la presente investigación se evaluó el crecimiento y producción de biomasa de los pastos Cayman y Cobra, híbridos del género *Urochloa*, a 6 niveles de salinidad cuyo estrés fue inducido por la sal NaCl, para determinar sus niveles de tolerancia y el efecto sobre la calidad nutritiva de los pastos al someterse a dicho estrés. Esto con el propósito de tener alternativas de producción de forraje, en suelos con problemas de sales en el valle costero de Oaxaca.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades de la salinidad en los suelos

El término salinidad se refiere a la presencia, en el suelo, de una elevada concentración de sales que perjudican a las plantas por su efecto tóxico y la disminución del potencial osmótico de la solución del suelo (Lamz-Piedra & González-Cepero 2013).

La salinidad del suelo es propiciada por la acumulación de sales como NaCl, MgCl₂, NaHCO₃ cuya solubilidad es superior a las sales cálcico-magnésicas. Las principales sales que afectan a los vegetales corresponden a los cloruros y sulfatos de sodio y magnesio, cuyos iones Na⁺, Cl⁻ y SO₄²⁻ son los principales iones tóxicos para las plantas (González-Romero *et al.* 2011).

El NaCl predomina en los suelos salinos y es tóxico para las plantas, su solubilidad es de 318 g L⁻¹ a 20 C y no varía significativamente con la temperatura. Esto le permite disolverse fácilmente del mineral halita, así como permanecer en solución en aguas de escurrimiento y ser transportada en sitios donde se acumule el agua. Los cultivos no se desarrollan adecuadamente en suelos que poseen más de 0.1 % de NaCl con respecto al peso seco del suelo. Es común que suelos con contenidos de 2 % a 5 % de sal se vuelvan improductivos (Fernández-Martínez 2010).

Muñoz-Hernández (2017) menciona que los suelos que no presentan problemas de sales se caracterizan por conformar una estructura estable, ideal para el desarrollo y crecimiento de las plantas; la CE es < 4 dS m⁻¹, PSI < 15 % y pH de 6.5-7.5, en cambio los suelos salinos se caracterizan por presentar CE > 4 dS m⁻¹, PSI < 15 % y pH de 7.5 a 8.5.

2.1.1 Suelos salinos en el mundo

La salinidad de los suelos afecta entre 7 % a 10 % de la extensión continental, lo que la convierte en uno de los problemas más graves que enfrenta la agricultura y la ganadería a nivel mundial (Sánchez-López *et al.* 2016). Se estima que aproximadamente 954 millones de ha en el planeta están afectadas por sales, de éstas

146 millones pertenecen al continente americano (Figura 1) (Szabolcs 1989). Martínez-Villavicencio *et al.* (2011) indican que la salinidad afecta aproximadamente 25 % de los 230 millones de ha irrigadas del planeta.

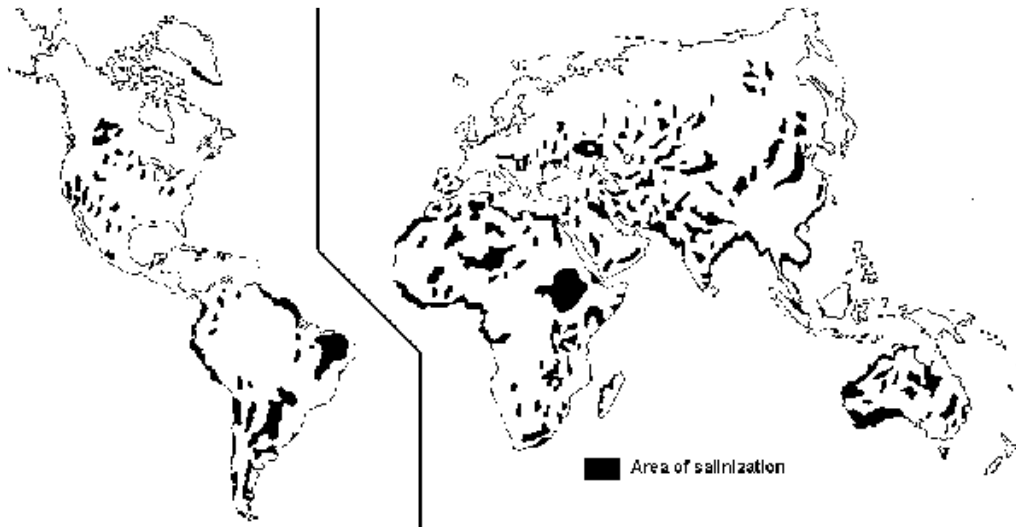


Figura 1. Distribución de suelos afectados por salinidad. Tomado de Szabolcs (1989).

2.1.2 Suelos salinos en México

En México, 10 % de la superficie con riego está afectada por salinidad, y de ésta, aproximadamente 64 % se localiza en la parte norte del país (Ruiz-Cerda *et al.* 2007). De acuerdo a Partida-Ruvalcaba *et al.* (2006), 29.3 millones de ha en México son utilizadas para actividad agrícola, de las cuales aproximadamente 500,000 ha son improductivas debido a la alta concentración de sales que poseen.

La distribución de suelos afectados por sales en México se indica en la Tabla I.

2.1.3 Suelos salinos en la costa de Oaxaca

En la costa de Oaxaca se presenta la problemática de la salinidad del suelo; principalmente en el valle costero, estudios realizados por Sánchez-Bernal *et al.* (2012a) en el distrito de riego 110 “Rio Verde” Oaxaca, determinaron suelos afectados en su capa superior por las sales NaCl y MgCl₂, con CE del extracto de saturación > 6.0 dS m⁻¹ y PSI mayor a 20 %, además, pH ligeramente alcalino a alcalino, en su trabajo

hacen referencia a que se trata de suelos salino-sódicos con deficiente uso y manejo por sobrepastoreo.

En Santa María Colotepec, Oaxaca, también se presentan suelos que acumulan sales en sus 20 cm superiores (Sánchez-Bernal *et al.* 2012b). Cisneros-Saguilán *et al.* (2003) opinan que la salinidad del suelo es uno de los problemas en el sistema de producción bovina en la costa de Oaxaca.

Tabla I. Salinidad en México.

Región	Estados
Zona Noroeste	Zona árida y semiárida de Baja California, Baja California Sur, Sonora y Sinaloa, donde se presentan suelos salinos, salinos-sódicos, salinos clorhídricos y sulfático-clorhídricos.
Zona Norte	Zonas áridas y semiáridas de Chihuahua, Durango y Zacatecas en las que predominan suelos afectados por sales de cloruros y sulfatos.
Zona Noreste y Altiplano	Se presentan suelos sulfáticos en Nuevo León, Tamaulipas, y el norte de San Luis Potosí.
Zona del Bajío	Zonas semiáridas de Guanajuato, Michoacán y Querétaro, predominan suelos de salinidad sulfático-clorhídrica y suelos sódicos.
Zona Centro	Estado de México, Tlaxcala, Puebla y la parte sur de Hidalgo presentan suelos salinos-sódicos y sódicos, suelos de salinidad sulfático y sulfático-clorhídrica y suelos clorhídrico-sulfáticos, respectivamente.
Zona Sur	En los valles centrales de Oaxaca se presentan suelos salinos y suelos sódicos.
Zona Costera	En regiones costeras de Colima y Nayarit se presentan suelos sulfáticos. En general, en los suelos costeros de México predomina la salinidad clorhídrica.

Elaborado con información de Sánchez-Bernal (2003).

2.2 Causas de la salinidad de los suelos

Existen cinco ciclos de acumulación de sales y son los siguientes:

Ciclo continental: Las sales solubles presentes en el suelo proceden de la meteorización de las rocas; agentes externos alteran las propiedades de las rocas ígneas y/o sedimentarias y se liberan una serie de sales (cloruros, sulfatos, bicarbonatos y carbonatos), si se acumulan *in situ* en cuencas endorreicas y no son transportadas se denomina acumulación primaria, y si se movilizan, redistribuyen y se acumulan en sitios apartados de su lugar de origen son llamados secundarios (Ramírez-Alaluna 2016).

Ciclo marino: Acumulación de sales marinas, especialmente cloruro sódico, en zonas del litoral. Estas sales provienen de la intrusión marina, lo que permite una similitud en la composición química entre las sales del suelo y del mar. También las sales pueden ser transportadas del mar al suelo por acción del viento (Ramírez-Alaluna 2016).

Ciclo deltaico: Son espacios ideales para el desarrollo de la agricultura debido a la disponibilidad hídrica y la alta fertilidad que presenta el suelo. Sin embargo, estas características propician una elevada vulnerabilidad en los suelos, ya que la interacción del agua del mar, el agua transportada por los ríos y el agua de la capa freática conlleva procesos de salinización. Este proceso es resultado del ciclo continental y marino (Porta *et al.* 2003).

Ciclo artesiano: Se relaciona con la presencia de microfallas y fracturas que permiten la afloración de aguas salinas.

Ciclo antropogénico: Es causa de las actividades agroproductivas del hombre al realizar malas prácticas agrícolas, pecuarias y forestales. El problema de la salinidad se genera por cambio de uso del suelo, el sobrepastoreo en las zonas pecuarias, y en general el desplazamiento de la cubierta arbustiva, así como por el riego con aguas de elevada concentración salina y el riego con aguas residuales de tipo salino industrial (Rodríguez-Moreno *et al.* 2016).

2.3 Causas de la salinidad de suelos en la costa de Oaxaca

La salinidad de suelos en la costa de Oaxaca es causada principalmente por ciclos marinos y antropogénicos, dentro de la primera está las intrusiones marinas, así como la deposición de la sal proveniente del mar a tierras cercanas por acción del viento, además del déficit de drenaje natural de los suelos y napa freática somera (Sánchez Bernal *et al.* 2012b, Sánchez-Bernal *et al.* 2014).

Dentro del ciclo antropogénico está el mal manejo del agua, se riega con aguas que presentan problemas de salinidad y su uso induce problemas de salinización y sodificación (Sánchez-Bernal *et al.* 2014, Muñoz-Hernández 2017).

Al respecto Cisneros-Saguilán *et al.* (2003) coinciden en que el mal manejo del agua, cambio de uso del suelo y deforestación ha causado salinidad en los suelos y problemas ambientales en la región.

2.4 Uso del suelo en la costa de Oaxaca y producción animal

El suelo agrícola junto con el pastizal, con extensión aproximada de 11, 000 km² (21.79 %), se ubica principalmente a lo largo de la llanura costera, es el uso del suelo predominante en la región costa de Oaxaca. En una secuencia altitudinal, a la planicie costera le sigue el bosque mixto con aproximadamente 8,182 km² (16.21 %). Hacia la parte central se localiza el matorral templado con extensión de 6,583 km² (13 %). Finalmente, hacia el extremo centro – oriente se ubica el bosque caducifolio tropical o subtropical con una extensión de 4,817 km² (9.5 %) como se muestra en la Figura 2 (CONAGUA 2014).

La ganadería es una actividad económica importante en la costa de Oaxaca, en 2016, se una estimó producción de 26,700 ton en ganado bovino, 23,185 ton de leche, 166 ton en caprino y 73 ton en ovino (SIAP 2016). El sistema de producción que se practica es de doble propósito, el cual ha persistido a través del tiempo debido a su bajo costo de producción; sin embargo, se caracteriza por tener baja producción de leche y de carne (Nájera-Garduño *et al.* 2016) y se desarrolla la modalidad de pastoreo con monocultivos de pastos (Carmona-Agudelo 2007).

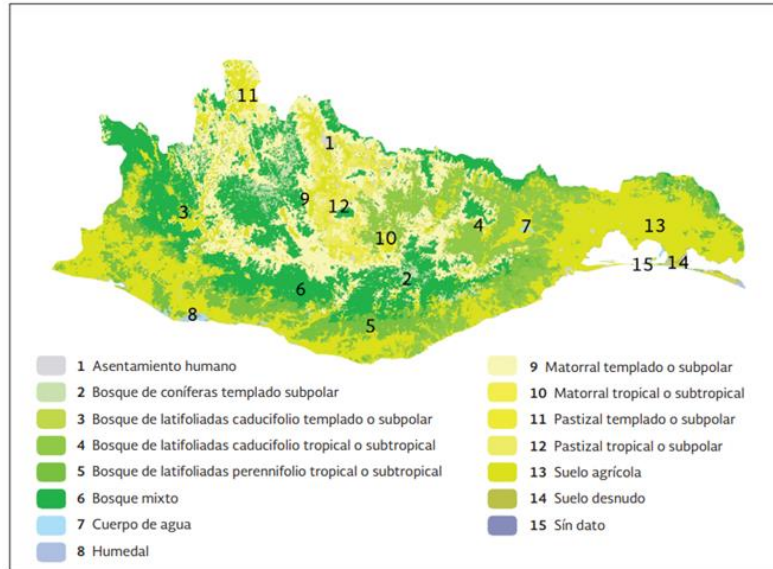


Figura 2. Distribución y uso del suelo en la costa de Oaxaca. Tomado de CONAGUA (2014).

2.5 Producción de forrajes

Los forrajes tropicales son de crecimiento y desarrollo rápido, poseen generalmente contenidos nutricionales de regular a baja calidad, debido al alto contenido de fibra y bajos niveles de proteína (Carmona-Agudelo 2007).

En el país, durante la década de 1980, el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias inició la evaluación de genotipos de *Brachiaria* (ahora *Urochloa*), y se liberaron *B. brizantha* var. Insurgente, *B. decumbens* var. Señal y *B. humidicola* var. Chetumal; que resultaron sobresalientes en diversos ecosistemas del trópico mexicano (Mena-Urbina *et al.* 2007). Los pastos introducidos como *Panicum maximum*, *Digitaria decumbens* y *Cynodon nlemfuensis* en algunos lugares se sustituyeron por genotipos de *Brachiaria* (Cruz-López *et al.* 2011).

Actualmente las plantas forrajeras más utilizadas en clima tropical están dentro del género *Brachiaria*, como son *B. brizantha*, *B. decumbens*, *B. humidicola* y *B. ruziziensis*, incluso se han introducido nuevos cultivares híbridos del género *Brachiaria* las cuales tienen mayor valor nutritivo (Faría-Mármol 2006).

2.5.1 Cultivares Cayman y Cobra

2.5.1.1 Origen

Las especies del género *Brachiaria* tienen mecanismo apomícticos de reproducción, sin embargo, la identificación de un biotipo sexual de *B. ruziziensis* ha permitido desarrollar programas de hibridación y mejoramiento genético entre especies compatibles de *Brachiarias* (Faría-Mármol 2006).

Este biotipo sexual identificado como SX00NO/1145 fue sintetizado en 1993, mediante la polinización abierta de veintinueve clones completamente sexuales, los cuales fueron seleccionados de poblaciones híbridas obtenidas de cruces entre nueve progenitoras de polen apomícticas seleccionadas de *B. decumbens* y *B. brizantha*, así como de germoplasma de *B. ruziziensis* artificialmente tetraploidizado, que deriva de un material originalmente producido en la Universidad Católica de Lovaina (Bélgica) y donado al Centro Internacional para la Agricultura Tropical (CIAT) en 1988 (Nicolayevsky *et al.* 2015).

El cultivar Cayman (BR02/1752) fue seleccionado de una población híbrida biparental, que se formó al exponer plantas del clon sexual (maternal), SX00NO/1145, al polen del *B. brizantha* CIAT 16320 (una accesión de germoplasma apomíctico de la colección mantenida en el CIAT) en un bloque de cruce de campo aislado en 2001 (Pizarro 2013, Bernal-Flores *et al.* 2015).

El cultivar Cobra (BR02/1794) es producto del cruzamiento de SX00NO/1145 seleccionado del cuarto ciclo (C4) de una población sintética que contiene germoplasma de tres especies de *Brachiarias* (*B. ruziziensis*, *B. brizantha* y *B. decumbens*). El C4 de esta población fue el resultado de tres ciclos de selección y recombinación dentro de la población (Nicolayevsky *et al.* 2015).

La selección de éstos híbridos se basó en caracteres favorables, como son, mayor rendimiento, alto valor nutritivo y resistencia a *Aeneolamia spp.*

2.5.1.2 Características botánicas, agronómicas y valor nutritivo

El cultivar Cayman (BR02/1752) tiene un porcentaje de cobertura de 83 %, producción de materia seca (MS) de 15-25 ton ha⁻¹ año dependiendo de la fertilización, tolerancia al encharcamiento, 14.4 % de proteína y 68.3 % de digestibilidad (Pizarro 2013, Bernal-Flores *et al.* 2015). Guerra-Narváez (2016) registró en pasto Cayman 2.3 ton ha⁻¹ de MS a 27 d de rebrote y Garay-Martínez *et al.* (2018) obtuvieron 9.5 ton ha⁻¹ de MS a 8 semanas de rebrote.

El cultivar Cobra (BR02/1794) tiene un hábito de crecimiento erecto, las inflorescencias presentan estigmas de color púrpura, hojas y tallos con presencia de tricomas. Tiene resistencia a *Aeneolamia spp* y tolerancia a sequía. La producción forrajera de cultivar Cobra superó 10 ton ha⁻¹ de MS a edad de 45 d de rebrote; tiene valores de digestibilidad de 77 %, y contenido de proteína de 10.5 % a 30 d de rebrote (Nicolayevsky *et al.* 2015).

A 60 d de rebrote, Mejía *et al.* (2018) obtuvieron producción de 2.4 ton ha⁻¹ de MS con una fertilización de 50 kg ha⁻¹ y 14.43 % de proteína a 30 d de rebrote; al respecto Rojas-García *et al.* (2018) reportan 2.55 ton ha⁻¹ de MS a 56 d de rebrote y 14.07 % de proteína a 35 d de rebrote.

2.6 Calidad nutritiva de forrajes

Es necesario contar con forrajes de buena calidad nutricional para mejorar la cadena agroalimentaria y disminuir el uso extensivo de la tierra en cultivos para ganadería (Segura *et al.* 2007).

La calidad de un forraje afecta los incrementos de peso, modifica el consumo de materia seca, tiempo de pastoreo y descanso de los animales en la pradera (Cabrera-Núñez *et al.* 2007).

La calidad nutricional del forraje depende principalmente de su contenido de nutrientes solubles (proteínas, carbohidratos y minerales), así como del grado de disponibilidad de estos nutrientes. Los factores que pueden influir en la composición

química de forrajes son, la especie, grado de madurez, tipo de suelo y condiciones climáticas (Pérez-Gil *et al.* 2014, Sotelo *et al.* 2016).

El análisis químico proximal de los alimentos comprende métodos que permiten identificar la cantidad de nutrientes que componen un forraje, como son proteína, fibra, cenizas y extracto etéreo. De forma general, para este tipo de análisis se utilizan las técnicas oficiales de la AOAC (Asociation of Oficial Analytical Chemists) (Rotger-Cerda 2004).

2.6.1 Degradabilidad de forrajes

La degradabilidad del forraje es un indicador importante de su calidad, ya que ofrece una aproximación de la fracción que es retenida en el tubo digestivo del animal. Conocer esta información es básico para establecer su calidad nutritiva y, por lo tanto, para la formulación de raciones para los animales rumiantes (Ruiz-Posada 2011).

La degradación ruminal de los forrajes, depende en gran medida de la composición de su pared celular o fibra (Segura *et al.* 2007). La determinación *in vivo* de la degradabilidad es un proceso laborioso y costoso, y que requiere el empleo de grandes cantidades de alimento, por lo que se han propuesto distintos métodos *in vitro* para su estimación. El procedimiento propuesto por Tilley y Terry en 1963 es el más ampliamente utilizado en la mayoría de los laboratorios (Bochi-Brum *et al.*1999).

Sin embargo, la técnica desarrollada por Van Soest y sus colaboradores en 1966 supone una alternativa al método de Tilley y Terry, ya que permite una valoración más rápida de los alimentos sin afectar negativamente la precisión del valor obtenido. Este procedimiento consiste en una incubación de los alimentos con líquido ruminal durante 48 h a 39 C, seguida del tratamiento del residuo obtenido con una solución neutro-detergente durante 1 h a 100 C, y los valores obtenidos se consideran una estimación de la degradabilidad real de los alimentos (Bochi-Brum *et al.*1999).

2.7 Parámetros de fermentación ruminal

Los rumiantes se caracterizan por su capacidad para alimentarse de forrajes y degradar carbohidratos estructurales, como celulosa, hemicelulosa y pectina; muy poco digeribles para especies no rumiantes. A partir de esta diferencia fundamental, la fisiología digestiva del rumiante adquiere características particulares, la degradación del alimento se realiza, mayoritariamente, por fermentación microbiana, y no por la acción de enzimas digestivas (Gutierrez-Borroto 2015).

A nivel ruminal, la composición química del alimento afecta la dinámica y los productos finales de la fermentación. En los últimos años, además del análisis químico proximal se apoya en parámetros de fermentación como pH y ácidos grasos volátiles para tener un mayor panorama de la calidad nutricional que tiene cierto forraje o alimento destinado al consumo de los rumiantes.

2.7.1 Productos de la fermentación ruminal

Bajo condiciones normales los productos finales de la fermentación microbiana de los carbohidratos son principalmente tres ácidos grasos volátiles: acetato, propionato y butirato además de gases como el H₂, CO₂ y CH₄ (Ros-Berruezo *et al.* 2011).

2.7.1.1 Ácidos grasos volátiles (AGV)

El ácido acético es el principal producto de la fermentación de los carbohidratos, es el único ácido graso volátil que se encuentra en la sangre en cantidades significativas, al usarse como fuente de energía, la primera reacción que se lleva a cabo es la conversión del acetato a acetilcoenzima A, la cual se oxida por el ciclo de los ácidos tricarboxílicos, produciendo 12 moles de ATP por mol de ácido acético. Puesto que en la reacción inicial mediada por la enzima sintetasa se emplean dos ATP, la producción neta es de 10 moles de ATP (Vinazco & Osorio 2010).

El ácido propiónico, de acuerdo a Zavaleta de Lucio (1976), es producido en el rumen a partir del ácido pirúvico o del láctico siguiendo dos vías diferentes, aun cuando las dos son funcionales, una de ellas es la predominante y se lleva a cabo con la

formación de oxaloacetato y succinato. La segunda vía requiere de la formación de acrilato y se presenta en el rumen de animales en los que la ración alimenticia es deficiente en azufre, quizá debido a un cambio en la población bacteriana cuando es a base de granos.

El ácido butírico se puede sintetizar a partir del acético o de sustancias que forman Acetil-CoA, como el ácido pirúvico (Zavaleta de Lucio 1976), realiza su paso a través de las paredes del rumen y del omaso, convirtiéndose en *B*-hidroxibutirato, que es fuente de energía para algunos tejidos como el músculo esquelético, luego de convertirse en acetilcoenzima A y metabolizarse en el ciclo de los ácidos tricarbónicos, para producir finalmente ATP, CO₂ y agua (Vinazco & Osorio 2010).

Los métodos *in vitro* son adecuados para comparar la degradación de sustratos y la formación de productos derivados de la fermentación como los ácidos grasos volátiles. Se utilizan microorganismos ruminales como inóculo para simular las condiciones del rumen (Sánchez-Santillán & Cobos-Peralta 2016).

2.7.1.2 Metano y dióxido de carbono

El CH₄ y CO₂ son subproductos naturales de la fermentación microbiana. El CH₄ es producido fundamentalmente por *Archaea*, las cuales constituyen un grupo microbial filogenéticamente diferente a las bacterias verdaderas, utilizan diferentes sustratos para la producción de metano, pero los principales son H₂ y CO₂ (Santacoloma-Varón 2011).

La producción de CH₄ es un proceso ineficiente que resulta en pérdidas de 2 % - 10 % de la energía bruta consumida por el rumiante, además este gas es uno de los que más contribuyen al efecto invernadero y es responsable de 18 % del fenómeno. Los rumiantes emiten el metano a la atmosfera mediante el eructo (Sosa *et al.* 2007).

La producción de CH₄ en los rumiantes está influenciada por factores como composición de la dieta (alta concentración de fibra aumenta la producción de CH₄), consumo de alimento, degradabilidad del alimento, procesamiento previo del alimento y frecuencia de alimentación (Bonilla-Cárdenas & Lemus-Flores 2012, Vargas *et al.* 2012).

La medición de las emisiones de CH₄ *in vivo* incluye el uso de animales en pastoreo o cámaras aisladas, lo que es bastante difícil y extremadamente costoso, ya que requiere el uso de equipo y materiales altamente especializados. Los métodos *in vitro* tienen la ventaja de ser más económicos y requerir menos tiempo, también permiten controlar con mayor precisión las condiciones experimentales (Marín-Gómez 2013).

La técnica *in vitro* de producción de gases permite determinar la extensión y la cinética de degradación del alimento a través del volumen de gas producido durante el proceso fermentativo. Esa producción de gas es básicamente el resultado de la fermentación de los carbohidratos a acetato, propionato y butirato. Cuando un alimento es incubado con líquido ruminal, los carbohidratos se fermentan a ácidos grasos de cadena corta y gases principalmente CO₂ y CH₄ (Marín-Gómez 2013).

2.8 Parámetros microbiológicos

Los procesos fermentativos tienen lugar por diferentes tipos de microorganismos bacterias, protozoarios y hongos a los que el rumiante aloja en sus cámaras de fermentación (Gutiérrez-Borroto 2015). La composición de especies y sus proporciones relativas dentro de la comunidad microbiana depende principalmente de la dieta que consuman (Rodríguez *et al.* 2007).

2.8.1 Bacterias

La población de bacterias ruminales se estima 10¹⁰ mL⁻¹ a 10¹¹ mL⁻¹ de fluido ruminal, se clasifican generalmente según el sustrato que utilizan o según los productos finales de la fermentación que realizan; de este modo se tienen bacterias celulolíticas, las cuales predominan en dietas con alto contenido en forraje, las bacterias amilolíticas predominan en el rumen con el consumo de dietas con alto contenido de almidón (Van-Lier & Regueiro 2008).

2.8.2 Protozoarios

Se encuentran en población de 10^4 mL⁻¹ a 10^6 mL⁻¹ de fluido ruminal. Desde el punto de vista metabólico los protozoarios se diferencian de las bacterias por poseer una menor capacidad celulolítica (5 % al 20 % del total). Son benéficos al moderar la fermentación amilolítica, debido en parte a que consumen preferentemente bacterias amilolíticas (Relling-Mattioli 2003).

2.8.3 Hongos anaeróbicos

En el rumen existen también hongos anaerobios en una población de 10^3 mL⁻¹ a 10^5 mL⁻¹ de fluido ruminal, ejemplos de éstos lo constituyen: *Neocallimastix frontalis*, *Sphaeromonas communis*; *Piromonas communis*, *Orpinomyces spp.* La población de hongos anaerobios del rumen está directamente relacionada con el contenido en fibra de la dieta y su proporción disminuye en dietas ricas en almidón o azúcares solubles. Los hongos ruminales tienen capacidad enzimática de hidrolizar proteína, celulosa, xilano además hidrolizan pequeñas fracciones de lignina (Díaz-Reyes *et al.* 2008).

2.9 Efecto de la salinidad en la producción de forrajes

Los suelos salinos limitan la producción de forraje, en el mundo se pierden 3 hectáreas de tierras arables por salinización cada minuto y se reducen tierras que pueden ser destinados a la producción de pastos (Mesa 2003).

Existe un deterioro físico y químico del suelo, alta concentración de Na⁺ desplaza el Ca²⁺ del complejo arcillo-húmico y degrada la estructura del suelo, lo que conlleva una disminución de la porosidad y dificulta el crecimiento de los pastizales (Manzano-Banda *et al.* 2014). El efecto de la salinidad en las plantas se debe principalmente por sequía fisiológica, toxicidad y desbalance nutricional (Munns 2005).

2.9.1 Sequía fisiológica

El déficit hídrico no sólo ocurre cuando hay poca agua en el ambiente, sino también por una elevada salinidad del suelo (Moreno 2009). Estas condiciones, inducen una disminución del agua disponible del citoplasma de las células, debido a que altas

concentraciones de sales incrementan las fuerzas potenciales que retienen al agua en la solución del suelo y hace más difícil su extracción por las raíces de la planta, lo que incrementa la energía necesaria para su absorción (Martínez-Villavicencio *et al.* 2011).

2.9.2 Toxicidad iónica

Goykovic-Cortés & Saavedra del Real (2007) explican que la toxicidad iónica es resultado del ingreso del Na^+ al citosol de las células de la raíz a través de canales de cationes o transportadores (selectivos y no selectivos) o a través de la vía apoplástica y reduce la relación K^+/Na^+ en el citosol, la cual en condiciones normales debe ser alta para el buen funcionamiento celular. Esto resulta en niveles tóxicos de Na^+ y en una insuficiente concentración de K^+ para algunas reacciones enzimáticas y el ajuste osmótico, dado que el K^+ es un soluto compatible. La toxicidad es causada por el reemplazo del K^+/Na^+ en reacciones bioquímicas. La carga de sales excede la habilidad de la célula de compartimentar sales en la vacuola principalmente el Na^+ .

2.9.3 Deficiencia nutricional

La disminución de los elementos se debe a altas concentraciones Na^+ , que tiene antagonismo con otros minerales como Ca^{2+} y Mg^{2+} cationes básicos nutrimentales. Otros investigadores consideran que una alta concentración de Na^+ no solo inhibe la absorción de nutrientes directamente de la raíz, tales como los canales selectivos de K^+ , sino también por la inhibición del crecimiento de la raíz a causa del efecto osmótico del Na^+ (Goykovic-Cortés & Saavedra del Real 2007). Todos estos factores influyen de forma negativa en la germinación, crecimiento y producción de biomasa en especies forrajeras (Tabla II).

2.10 Tolerancia de pastos a la salinidad

Desde el punto de vista biológico, la tolerancia a la salinidad en una especie o variedad es aquel nivel de salinidad hasta el cual las plantas son capaces de completar su ciclo de desarrollo y producir semillas viables; desde el aspecto agronómico, la tolerancia a la salinidad se define como la habilidad de las plantas de sobrevivir y producir rendimientos económicos en condiciones de estrés (Reyes *et al.* 2008).

Tabla II. Efectos de salinidad en especies forrajeras.

Nombre científico	Nombre común	Efectos	Referencias
<i>Bouteloua curtipendula</i>	Pasto Banderita	La germinación del pasto en NaCl se vio seriamente afectado a partir de CE de 12 dS m ⁻¹ tanto a temperatura controlada de 20 C como a temperatura ambiente de 19 ± 4 C.	(González-Romero <i>et al.</i> 2011).
<i>Brachiaria brizanta</i>	Pasto Toledo	A CE de 15 dS m ⁻¹ decrecieron significativamente la capacidad y velocidad de germinación, longitud de plúmula, y de radícula y peso seco de plántulas.	(Ruiz-Ramírez <i>et al.</i> 2012).
<i>Cynodon dactylon</i>	Pasto Bermuda	Hay disminución de longitud de tallos, peso seco y fresco de la planta, área foliar, tasa fotosintética y contenido de clorofila.	(Ramírez-Suárez & Hernández-Olivera 2016).
<i>Medicago sativa L.</i>	Alfalfa	Disminuyó entre 20 % y 30% el rendimiento de la alfalfa por la concentración de sales en el suelo.	(Santamaría-Cesar <i>et al.</i> 2004).

Las plantas tolerantes a la salinidad se caracterizan por su capacidad para efectuar cambios morfológicos, fisiológicos y bioquímicos. Esta cualidad permite un mayor aprovechamiento de los suelos degradados por la salinización y el incremento del potencial de producción (Ramírez-Suarez & Hernández-Olivera 2016). En la Tabla III se muestra algunas gramíneas y su tolerancia a la salinidad.

El uso de variedades de pastos tolerantes, además de producción de forrajes, tienen un efecto positivo para el mejoramiento de los suelos salinos, son una alternativa económica y sustentable, a diferencia de otros métodos como el lavado de las sales solubles, aplicación de yeso, azufre y la construcción de obras de drenaje (Ruiz-Cerda *et al.* 2007, Rivera-González 2014).

Tabla III. Tolerancia a la salinidad de algunas gramíneas.

Nombre científico	Nombre común	Tolerancia (dS m ⁻¹)
Moderadamente tolerante (5 dS m ⁻¹ - 25 dS m ⁻¹)		
<i>Enteropogon acicularis</i>	Pasto molino de viento	18
<i>Eragrostis curvula</i>	Pasto llorón	13-18
<i>Festuca arundinacea</i>	Festuca alta	10-12
<i>Hordeum vulgare</i>	Cebada	10
<i>Leymus angustus</i>	Altai	18
<i>Leymus triticoides</i>	Centeno silvestre	10-13
<i>Lolium perenne</i>	Raygrass perenne	13-18
<i>Lolium multiflorum</i>	Raygrass anual	5
<i>Paspalum vaginatum</i>	Gramma de río	15-25
<i>Hordeum marinum</i>	Cebadilla	15-25
<i>Pennisetum clandestinum</i>	Kikuyo	21.5
<i>Puccinellia ciliata</i>	Puccinelia	20
<i>Sporobolus airoides</i>	Zacatón alcalino, Cresta de gallo	10-12
<i>Thinopyrum ponticum</i>	Agropiro alargado	13-25
Altamente tolerante (>25 dS m ⁻¹)		
<i>Distichlis spicata</i>	Pasto salado	31
<i>Sporobolus virginicus</i>	Hierba amarga	25-30
<i>Chloris gayana</i>	Pasto Rhodes	25
<i>Cynodon dactylon</i>	Pasto Bermuda	8-25
<i>Pascopyrum smithii</i>	Pasto de trigo occidental	25

Tomado de Masters et al. (2007).

2.11 Producción de forrajes en suelos salinos

En suelos con elevada concentración de sales se han tomado medidas ecológicas para producir especies forrajeras nativas o introducidas con tolerancia a la salinidad. Enríquez-Carrillo *et al.* (2011) proponen ecotipos: *Atriplex canescens* “Chihuahua”, *Atriplex canescens* “Costa de Hermosillo”, *Atriplex canescens* “Nuevo México” y *Atriplex nummularia* para producción de forraje en tierras agrícolas salinas de la Costa de Hermosillo, Sonora, México.

En Bolivia reportan siembra del cultivo Q’awchi (*Suaeda foliosa*), especie forrajera que tolera suelos con alto contenido de sales y además posee adecuado valor nutritivo para el ganado (Ayala-Flores *et al.* 2009).

En los bajos salinos de la Provincia Fitogeográfica Patagónica en Argentina, el pasto Salado (*Distichlis sp.*) por su tolerancia a la salinidad y a la aridez, es una alternativa forrajera para los ovinos (Pelliza *et al.* 2005). Rivera-González (2014) propone la producción de pasto Bermuda en suelos con problemas de salinidad y sodicidad por su tolerancia. También se ha realizado mejoramiento genético en pastos para obtener genotipos resistentes a la salinidad, las variedades propuestas del género *Cenchrus* son (CT-801, CT-802, CT-803, CT-804 y CT-805) (Cruz-Tejeda *et al.* 2017).

2.12 Efecto de la salinidad en la calidad nutritiva de forrajes

La variabilidad de la calidad nutritiva de un forraje, está determinada por factores intrínsecos y extrínsecos, como es el estado fisiológico de la planta, la temperatura, la radiación solar, precipitaciones, sistema de manejo al que se someten las plantas, así como la salinidad de los suelos (Masters *et al.* 2007).

Sin embargo, es poca la información que existe sobre el efecto que tiene altas concentraciones de sales en el suelo, sobre la calidad nutritiva de los forrajes, en la composición química, el contenido de minerales, la degradabilidad, parámetros de fermentación y microbiológico.

Estudios realizados en cultivos básicos han encontrado que la salinidad disminuye macronutrientes y micronutrientes (P, K⁺, Mg²⁺, Ca²⁺, Fe²⁺, Mn²⁺, Zn²⁺ y Cu²⁺) en el tejido vegetal, además de una reducción de contenidos de pigmentos fotosintéticos, polisacáridos, carbohidratos totales, nitrógeno total, contenido de carbohidratos y proteína cruda. En contraste, la salinidad induce incrementos marcados en sacarosa, azúcares solubles totales, aminoácidos libres totales, prolina, productos de peroxidación de lípidos como el malondialdehído (MDA) y algunas enzimas oxidativas (polifenol oxidasa y peroxidasa) (Fuentes *et al.* 2008, Abdelhamid-Magdi *et al.* 2013).

En *Lotus tenuis* se observó una disminución en el contenido de azúcares totales y de ácidos urónicos a medida que aumentó la concentración de sal en el agua de riego (Rompani 2016).

3. HIPÓTESIS

El estrés inducido por la sal NaCl a CE > 4 dS m⁻¹ afecta la producción, composición química, la degradabilidad de los pastos Cayman y Cobra, así como la población de microorganismos ruminales durante la fermentación ruminal *in vitro*.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Determinar la calidad nutritiva de los pastos Cayman y Cobra sometidos a estrés salino en condiciones de invernadero.

4.2 Objetivos específicos

- Evaluar la emergencia, crecimiento y producción de biomasa de los pastos Cayman y Cobra en condiciones de estrés salino.
- Determinar la composición química y la degradabilidad *in vitro* de la materia seca (DIVMS) de los cultivares.
- Determinar la concentración de AGV, producción de CH₄, CO₂ y población de microorganismos del rumen durante la fermentación ruminal *in vitro*.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Área de estudio

La presente investigación se realizó en dos etapas, la primera en el invernadero del Centro de Investigación de Pastos Tropicales (CIPAT) del Grupo Papalotla, localizado en la comunidad de Santa Elena, municipio de Santa María Colotepec, Oaxaca; en las coordenadas 15° 44' 20.53'' Longitud, 96° 50' 45.77'' Latitud y altura de 12 msnm (Figura 3). Se trata de una zona de llanura costera en la que la vegetación de selva baja caducifolia fue eliminada para dar paso al establecimiento de ganadería extensiva.

La segunda etapa se realizó en el laboratorio de Bioquímica y Nutrición del campo experimental de la Universidad del Mar, *Campus* Puerto Escondido, el cual se encuentra en la comunidad de Bajos de Chila, municipio de San Pedro Mixtepec, Oaxaca; en las coordenadas 15° 55' 33.4'' Longitud, 97° 09' 03.5'' Latitud y altura de 12 msnm.

El clima que predomina en la región es cálido subhúmedo Aw2, con una precipitación media anual de 1213.1 mm y temperatura media anual entre 24.0 C y 27.2 C (Serrano-Altamirano *et al.* 2005).



Figura 3. Área de estudio.

5.2 Etapa 1. Experimento en invernadero

5.2.1 Factor de variación y tratamientos

La salinidad inducida por NaCl fue el factor de variación. Se evaluaron los pastos Cayman y Cobra en siete niveles de salinidad (Tabla IV). Estos niveles de salinidad en teoría reducen el crecimiento de los pastos en 0 %, 25 %, 50 %, 75 %, 100 % y 150 % (Maas & Hoffman 1977).

Tabla IV. Tratamientos de la etapa 1.

Pastos	Testigo	Niveles de salinidad (CE)					
		dS m ⁻¹					
Cayman y Cobra	0	2	4	6	10	12	15

5.2.2 Unidades experimentales

Se trabajó con los pastos Cayman y Cobra, híbridos del género *Brachiaria*, los cuales se sembraron en bolsas negras de polietileno. Se utilizaron 42 bolsas por cada pasto. Cada bolsa se tomó como una unidad experimental, en total fueron 84 unidades experimentales (Figura 4).



Figura 4. Distribución de unidades experimentales en invernadero.

5.2.3 Preparación de soluciones salinas

En la preparación de las soluciones salinas, se utilizó la sal NaCl en las concentraciones proporcionalmente equivalentes a los niveles de CE experimentales (Tabla V).

Con base en la ecuación propuesta por Richards *et al.* (1985).

$$mg L^{-1} = 640 \times CE$$

Donde:

mg L⁻¹ : Concentración de sales.

CE: Conductividad eléctrica teórica (dS m⁻¹)

Tabla V. Concentración de NaCl por nivel de salinidad.

CE teórica (dS m ⁻¹)	0	2	4	6	10	12	15
Concentración (g L ⁻¹)	0	1.28	2.56	3.84	6.40	7.68	9.6
CE real (dS m ⁻¹)	0	2.15	4.34	6.56	10.35	12.13	15.25

Para ello, se pesó en una balanza digital marca Ohaus Adventurer Pro[®] modelo AV8101, la cantidad de NaCl correspondiente y se agregó al agua destilada para obtener los niveles de salinidad a ensayar (Figura 5); posteriormente, a cada una de las soluciones salinas se les determinó su CE en dS m⁻¹ mediante el uso de un conductímetro marca Hanna[®] modelo HI 98129.



Figura 5. Preparación de soluciones salinas.

5.2.4 Preparación de bolsas experimentales

Se llenaron las bolsas con 2 kg del sustrato agrolita y 2.5 L de solución salina a capacidad de campo, en el caso del testigo sólo se agregó agua destilada. Además, se les aplicó a las bolsas el fungicida Captan ultra 50 WP (N-(triclorometiltio) ciclohex-4-en1, 2-dicarboximida, de la empresa Arysta LifeScience México, S.A. de C.V) a dosis de 2 g L⁻¹ para prevención de enfermedades fungosas.

Para la siembra se ocupó semilla certificada proveniente de la empresa Grupo Papalotla, se depositaron 25 semillas en cada bolsa (Figura 6); posteriormente, a 2 sem se realizó un aclareo para dejar tres plantas por bolsa. La siembra se realizó el 5 de mayo de 2018.



Figura 6. Siembra.

5.2.5 Manejo agronómico

Se regó con agua destilada cada tercer día, para reponer el agua consumida por evapotranspiración y mantener las unidades experimentales a peso constante. Se utilizó la siguiente fórmula:

$$P_i - P_a = \text{evapotranspiración}$$

Donde:

P_i: peso inicial de la unidad experimental.

P_a: peso actual de la unidad experimental.

Evapotranspiración: agua perdida por evapotranspiración.

Para nutrición de los pastos, se le suministró una solución universal de Steiner (1984) con fórmula 15-30-15 a dosis de 3 g L⁻¹, se realizaron tres aplicaciones en agua de riego, a 15 d, 30 d y 45 d después de la siembra (DDS). Para prevención de plagas, principalmente *Spodoptera frugiperda* se realizaron tres aplicaciones foliares con extracto vegetal, la cual se preparó con 0.25 kg de *Capsicum annum* L. y 0.25 kg de *Allium sativum* L., el extracto se diluyó en 5 L de agua para su aplicación.

5.2.6 Variables evaluadas

Las variables que se midieron se describen en la Tabla VI.

Tabla VI. Variables de la etapa 1.

Variables	Parámetro
Emergencia	Cada tercer día se hizo el conteo de la emergencia de plantas, se consideró la primera hoja visible arriba del sustrato. Se evaluó la emergencia durante 15 d.
Altura	La medición se realizó cada 7 d, la altura se tomó desde la superficie del sustrato al ápice del tallo principal con una regla graduada en mm.
Diámetro	Se midió el tallo principal cada 7 d, el diámetro se midió en la unión tallo-raíz de cada plántula con un vernier digital marca Truper®.
Número de hijuelos	El conteo de hijuelos por planta se hizo a partir de la tercera semana, la toma de datos se realizó cada 7 d.
Número de hojas	Se contó en tres ocasiones a 28 d, 42 d y 56 d después de la emergencia.
Longitud de raíz	A 60 d después de la emergencia, se realizó la cosecha del forraje, se extrajo la planta completa de la bolsa. La longitud de la raíz se midió de la base hasta el ápice radicular, con una regla graduada en mm.
Producción de biomasa	Se procedió a separar la raíz, hojas, tallo y materia muerta para la determinación del peso fresco de los componentes. Posteriormente los componentes se secaron en estufa a 65 °C durante 48 h para la obtención del peso seco por planta. Para medir peso fresco y seco se utilizó una balanza analítica marca Scientech® modelo SA 210.

5.2.7 Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar, con seis repeticiones por tratamiento. El modelo estadístico fue el siguiente

$$Y_{ij} = \mu + T_j + E_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Variable respuesta.

μ = Media general.

T_j = Efecto del j-ésimo tratamiento.

E_{ij} = Error experimental.

El análisis de varianza se realizó con el paquete estadístico (SAS 9.0) y la comparación de medias a través del estadístico de prueba Tukey (Steel & Torrie 1988), $\alpha = 0.05$. Se calibró un modelo polinomial de predicción de la biomasa en función de la CE de las soluciones. Igualmente se utilizó la ecuación de Maas y Hoffman (1977) para la predicción del rendimiento biológico de ambos pastos en función de los niveles salinos experimentales, esta ecuación es del siguiente orden:

$$Y = 100 - b \times CEs - A$$

Donde:

Y= Rendimiento.

A= Umbral salino.

b= Porcentaje de reducción de biomasa por unidad de aumento de salinidad.

CEs= Conductividad eléctrica de la solución salina.

5.3 Etapa 2. Técnica *in vitro*

5.3.1 Factor de variación y tratamientos

La salinidad inducida por NaCl fue el factor de variación. Los tratamientos en la etapa 2, fueron cuatro niveles de salinidad clorhídrica y el testigo con CE de 0 dS m⁻¹ (Tabla VII). Se descartaron los niveles 12 dS m⁻¹ y 15 dS m⁻¹, debido a que ambos pastos ya no toleraron las CE mencionadas conforme a los datos obtenidos en la etapa 1.

Tabla VII. Tratamientos de la etapa 2.

Pastos	Testigo	Niveles de salinidad (CE) dS m ⁻¹				
Cayman y Cobra	0	2	4	6	10	

5.3.2 Unidades experimentales

Se consideraron unidades experimentales a los biodigestores (viales serológicos de 120 mL con 0.5 g de materia seca y 45 mL de medio de cultivo). La materia seca se obtuvo de los pastos Cayman y Cobra a 60 d después de la emergencia (DDE). Se molieron los componentes tallos y hojas en molino y posteriormente se pasó a un tamiz, para tener un tamaño de partícula de 3 mm.

Se utilizaron 30 biodigestores por los dos pastos. Se añadieron otros tres biodigestores como muestras blanco (Figura 7).



Figura 7. Unidades experimentales.

5.3.3 Inóculo

La fuente del inóculo que se utilizó fue fluido ruminal fresco de una vaca fistulada en rumen, cruce cebú con pardo suizo, que se encuentra en el campo experimental de la Universidad del Mar, Campus Puerto Escondido, el fluido ruminal se filtró en gasa a cuatro capas para eliminar impurezas y fue transportado en un recipiente hermético y protegido de la luz al laboratorio, en donde se mantuvo en un matraz volumétrico con flujo de CO₂ a 39 C.

5.3.4 Preparación de biodigestores

A cada vial serológico se agregó 0.5 g de materia seca y 45 mL de medio de cultivo a base de glucosa, celobiosa, almidón y fluido ruminal (GCA-FR) de acuerdo a Cobos & Yokoyama (1995) (Tabla VIII). Los viales se sellaron con un anillo de aluminio y con un tapón de goma. Todos los viales se mantuvieron en condiciones anaeróbicas con flujo de CO₂ (Figura 8). Posteriormente, se esterilizaron en autoclave a 121 C durante 15 min y después fueron sometidos a prueba de esterilidad en una incubadora marca RIOSSA®, modelo E-71D, a una temperatura de 39 C por 48 h.



Figura 8. Preparación de biodigestores.

5.3.5 Preparación de trampas de biogás

Se utilizaron viales de 120 mL, a los cuales se les adicionó solución salina ácida (370 g L⁻¹ de NaCl y 5 mL de anaranjado de metilo al 0.1 % como indicador de pH) con pH de 2 ajustado con HCl 2N. Estos viales se llenaron completamente y fueron sellados con tapones de goma y arillos de aluminio.

Tabla VIII. Componentes del medio de cultivo a base de glucosa, celobiosa, almidón y fluido ruminal (GCA-FR).

Ingredientes	Cantidad en 100 mL
Agua destilada (mL)	56.2
Fluido ruminal clarificado ¹ (mL)	30.0
Solución mineral I ² (mL)	5.0
Solución mineral II ³ (mL)	5.0
Resarzurina al 0.1 % (mL)	0.1
Tripticasa peptona (g)	0.20
Extracto de levadura (g)	0.10
Glucosa (g)	0.06
Celobiosa (g)	0.06
Almidón (g)	0.06
Carbonato de sodio 8 % (mL)	5.0
Solución de sulfato cisteína ⁴ (mL)	2.0

¹ Líquido ruminal filtrado en gasa a cuatro capas, centrifugado 15 min a 8,000 rpm y esterilizado a 35 min a 121 C.

² 6 g de $K_2 HPO_4$ por cada 1000 mL de agua destilada.

³ 6 g de KH_2PO_4 , 6 g de $(NH_4)_2SO_4$, 12 g de NaCl, 2.45 g de $MgSO_4$ y 1.6 g de $CaCl_2 \cdot H_2O$ por cada 1000 mL de agua destilada.

⁴ Se disolvió 2.5 g de L-cisteína en 50 mL de agua destilada y se añadió 2.5 g de $Na_2S \cdot 10H_2O$ y se aforó a 200 mL. Se ajustó el pH a 10 con solución de NaOH al 10 % (4 N), la mezcla se pasó a un matraz volumétrico, con flujo constante de CO_2 y se esterilizó a 121 C por 15 min.

Tomado de Cobos & Yokoyama (1995).

5.3.6 Establecimiento del sistema para fermentación ruminal *in vitro*

Los biodigestores fueron colocados en un baño maría (RIOSSA[®] modelo BMME), hasta que se estabilizó la temperatura a 39 C. Posteriormente fueron inoculados con 5.0 mL de fluido ruminal fresco con jeringas estériles desechables de 10 mL, en una campana de flujo laminar (Tecni-lab[®] modelo LMGE7CM), bajo flama de mechero. Cada biodigestor fue acoplado a una trampa de biogás por medio de mangueras Taygon[®], a la cual se le colocó en sus extremos agujas hipodérmicas. La manguera Taygon[®], fue asegurada con una pinza para evitar pérdidas de gas antes del establecimiento del sistema.

A las trampas se colocaron válvulas de alivio (aguja hipodérmica 20G) para igualar la presión atmosférica, en seguida las trampas de gas se colocaron en forma

invertida sobre una probeta de plástico de 50 mL para medir el desplazamiento de la solución salina-ácida (Figura 9). Finalmente, el sistema para fermentación ruminal *in vitro* se cubrió con un lienzo oscuro para evitar la entrada de luz.



Figura 9. Sistema para fermentación ruminal *in vitro*.

5.3.7 Variables evaluadas

5.3.7.1 Análisis químico proximal

La composición química de los pastos Cayman y Cobra se determinó por cada nivel de salinidad clorhídrica (0 dS m⁻¹, 2 dS m⁻¹, 4 dS m⁻¹, 6 dS m⁻¹ y 10 dS m⁻¹). La ceniza, extracto etéreo (EE) y proteína cruda (PC), fue determinada por los métodos de la AOAC (1997). El contenido de fibra detergente neutro (FDN) y ácido (FDA) se determinó con el procedimiento propuesto por Van Soest *et al.* (1991).

El análisis químico proximal de las muestras, se realizó en el laboratorio de Nutrición de Rumiantes del departamento de Zootecnia de la Universidad Autónoma Chapingo, localizado en el municipio de Texcoco, Estado de México.

5.3.7.2 Degradabilidad *in vitro* de la materia seca (DIVMS)

En la estimación de la DIVMS, se utilizó la técnica descrita por Tilley & Terry (1963), modificada por Cobos & Yokoyama (1995).

Después de 72 h de incubación a una temperatura de 39 C se filtró el contenido de los biodigestores; con un equipo de filtración con bomba de vacío, el residuo se secó en la

estufa a 65 C por 72 h; para obtener el peso constante en la balanza analítica y se determinó la DIVMS a través de la fórmula descrita por Mellenberguer *et al.* (1970).

$$DIVMS \% = 100 \left[\frac{MSi - (PMS - (DB + PS))}{MSi} \right]$$

Donde:

DIVMS % = Degradabilidad *in vitro* en porcentaje

MSi = Materia seca inicial

PS = Peso constante del papel

DB = Degradabilidad de los blancos

PMS = Peso del papel más el residuo de la muestra

5.3.7.3 Concentración de ácidos grasos volátiles (AGV)

A 72 h de incubación, los biodigestores fueron sellados y almacenados en refrigeración a 4 C hasta su análisis en laboratorio.

Las concentraciones de acetato, propionato y butirato se determinaron mediante cromatógrafo de Gases (Perkin Elmer® modelo Clarus 500) con automuestreador y una columna capilar Elite FFAP. Las condiciones fueron: velocidad del gas acarreador nitrógeno, 15 mL min⁻¹; volumen de inyección, 1µL de muestra; temperaturas de inyector, detector y horno, 200 C, 250 C y 140 C, respectivamente; tiempo de retención del acetato por 2.19 min, propionato por 2.62 min, butirato por 3.14 min y un tiempo total de corrida de 5 min. Este análisis se realizó en el laboratorio de Microbiología Ruminal y Genética Microbiana, del Colegio de Postgraduados, ubicado en Montecillo, Texcoco, Estado de México.

5.3.7.4 Producción de CO₂ y CH₄

La medición del desplazamiento de solución salina ácida de las trampas de biogás se realizó a 6 h, 12 h, 24 h, 48 h y 72 h. La cantidad de solución salina ácida acumulada en cada probeta, se midió con una pipeta serológica de 10 mL. La concentración de CO₂ y CH₄ se determinó a 72 h de incubación. Los biodigestores fueron sellados y almacenados en refrigeración a 4 C hasta su análisis en laboratorio.

La producción de CH₄ y CO₂ se determinó mediante cromatógrafo de gases (Perkin Elmer® modelo Clarus 500), con detector de conductividad térmica (TCD) y una columna PE 6'x1/8 ODSS: Propak 080/100. Se inyectó 0.1 mL de muestra de forma manual. Las condiciones fueron: temperatura de la rampa en el horno de inicio 28 C min⁻¹, rampa 2.5 C min⁻¹, final 80 C por 0.5 min⁻¹; temperatura del inyector TCD 130 C; volumen de inyección 0.1 mL; flujo del gas acarreador (helio) 23.5 mL min⁻¹, y tiempo de retención CH₄ por 1 min ± 0.05 y CO₂ por 2 min ± 0.05. Este análisis se realizó en el laboratorio de Microbiología Ruminal y Genética Microbiana, del Colegio de Postgraduados, ubicado en Montecillo, Texcoco, Estado de México.

5.3.7.5 Población de protozoarios ruminales

Para el conteo de protozoarios, se consideraron diluciones de 10⁻¹, se diluyó 0.5 mL del contenido del biodigestor en tubos de ensayo (13 X 100 mm), los cuales contenían 4.5 mL de medio para diluciones (Tabla IX). El medio para las diluciones se preparó en condiciones anaerobias, saturado con CO₂ y se sometió a prueba de esterilidad durante 72 h.

Tabla IX. Componentes del medio de dilución.

Ingredientes (mL)	Dosis 100 mL
Agua destilada	89.9
Solución mineral I	5.0
Solución mineral II	5.0
Resarzurina al 0.1%	0.1

El conteo de la población de protozoarios se realizó a las 6 h, 12 h, 24 h, 48 h y 72 h por el método directo (Harrigan & McCance 1979) a través de una cámara Neubauer-improved en un microscopio óptico a una magnificación total de 400 X, se contó el número de protozoarios en 5 cuadros con un área de 1 mm² y una profundidad de 0.1 mm.

El número de protozoarios por mL⁻¹ se estimó con la siguiente fórmula:

$$\text{Protozoarios por mL} = NP \times FD \times 50,000$$

Donde:

NP= Promedio de protozoarios contados en los 5 cuadros.

FD= Factor de dilución.

50,000= Constante de la cámara.

5.3.7.6 Población de bacterias ruminales totales

Para el conteo de bacterias totales se consideraron diluciones de 10^{-3} . El conteo de la población de bacterias totales se realizó a las 6 h, 12 h, 24 h, 48 h y 72 h de incubación mediante el uso de una cámara Neubauer-improved en un microscopio óptico a una magnificación total de 400 X, se contó el número de bacterias en 5 cuadros de la cuadrícula central de la cámara con un área de 0.04 mm^2 y una profundidad de 0.1 mm.

La población de bacterias por mL se estimó con la siguiente fórmula:

$$\text{Bacterias por mL} = (\bar{X} \times 25) \times FD \times 50,000$$

Dónde:

\bar{X} = Promedio de bacterias contadas en los 5 cuadros.

FD = Factor de dilución.

25 = Número de cuadros en la cuadrícula central.

50,000 = Constante de la cámara.

5.3.7.7 Población de bacterias celulolíticas

La población de bacterias celulolíticas se determinó por el método del número más probable (NMP) de acuerdo a Harrigan & McCance (1979) a 72 h de incubación, para lo cual se utilizó el medio de cultivo para bacterias celulolíticas (Tabla X), se realizó previas diluciones de 10^{-1} a 10^{-10} en tubos de ensayo (13 X 100 mm), los cuales contenían 4.5 mL de medio de cultivo y una tira de papel. Se consideró como crecimiento positivo de bacterias celulíticas a aquellos tubos de cultivo que presentaron degradación de la tira de papel y turbidez después de 10 d de incubación a 39 C.

Tabla X. Medio de cultivo para bacterias celulolíticas.

Ingredientes	Cantidad en 100 mL
Agua destilada (mL)	56.2
Fluido ruminal clarificado (mL)	30.0
Solución mineral I (mL)	5.0
Solución mineral II (mL)	5.0
Resarzurina al 0.1 % (mL)	0.1
Tripticasa peptona (g)	0.20
Extracto de levadura (g)	0.10
Carbonato de sodio 8 % (mL)	5.0
Solución de sulfato cisteína (mL)	2.0

Tomado de Cobos & Yokoyama (1995).

5.3.8 Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar, con tres repeticiones por tratamiento. El modelo estadístico fue el siguiente

$$Y_{ij} = \mu + T_j + E_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Variable respuesta.

μ = Media general.

T_j = Efecto del j-ésimo tratamiento.

E_{ij} = Error experimental.

Para todas las variables evaluadas, el análisis de varianza se realizó con el paquete estadístico (SAS 9.0) y la comparación de medias a través del estadístico de prueba Tukey (Steel & Torrie 1988), $\alpha = 0.05$. Para cumplir con la normalidad y homogeneidad de varianzas, los datos de población de protozoarios y bacterias celulolíticas se transformaron a Log 6 y bacterias totales a Log 10 previo al análisis estadístico (Cobos-Peralta *et al.* 2018).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Efecto de la sal NaCl sobre el porcentaje de emergencia de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la siembra

De acuerdo a los datos obtenidos (Tabla XI), a medida que aumentó el nivel de salinidad disminuyó el porcentaje de emergencia en ambos pastos evaluados. Esta reducción fue mayor en pasto Cayman y menor en pasto Cobra, lo que es notorio 15 DDS al incrementar el nivel salino de 0 dS m^{-1} a 15 dS m^{-1} . El pasto Cobra registró una reducción del porcentaje de emergencia de 14.66 % de plántulas emergidas mientras que el pasto Cayman registró una disminución de 29.33 %.

El análisis estadístico indica que en el pasto Cayman los dos últimos niveles de salinidad 12 dS m^{-1} y 15 dS m^{-1} produjeron un porcentaje de emergencia menor a 45 %, por lo que son estadísticamente diferentes ($P = 0.05$) respecto a los otros niveles salinos. En el caso del pasto Cobra la CE de 15 dS m^{-1} presentó una emergencia de 64.67 % que es estadísticamente inferior al resto de los tratamientos ($P = 0.05$).

La disminución de la emergencia de las plántulas en ambas especies se debe a que la sal NaCl causa en el sustrato y en la semilla un estrés hídrico y osmótico provocado por una disminución del potencial hídrico y la disminución de la disponibilidad de agua para la semilla, lo que dificulta su imbibición, por tanto, la semilla tiene que realizar procesos de ajuste osmótico para superar el potencial del medio en el que está inmersa y así germinar; de lo contrario se deshidrata (Can-Chulim *et al.* 2014).

Por otra parte, el exceso de iones de sodio y cloro tienden a causar daño en la membrana plasmática e intumescencia protoplásmica, que afectan la actividad enzimática y una producción inadecuada de energía por disturbios en la cadena respiratoria, así como la inhibición de la movilización de las reservas seminales hacia el eje embrionario, lo cual afectó el proceso germinativo y la emergencia (Layne-Garsaball *et al.* 2007, Ruiz & Parera 2013).

Los dos pastos se comportaron de forma diferente a partir de una CE de 6 dS m^{-1} , el pasto Cobra tuvo mayor porcentaje de emergencia de plántulas en comparación

con el pasto Cayman; lo que fue notorio a una CE de 15 dS m⁻¹ donde Cobra registró 64.67 % de emergencia y Cayman solo 42 % de emergencia. En relación con lo anterior, Flowers *et al.* (2010) y Reyes-Pérez *et al.* (2013) señalan que entre las diversas especies pueden presentarse grados de tolerancia a sales e incluso esta tolerancia difiere entre variedades o ecotipos de una misma especie.

En pasto Cayman se presentó un ligero retraso en la emergencia a CE de 6 dS m⁻¹, 10 dS m⁻¹, 12 dS m⁻¹ y 15 dS m⁻¹, ya que las semillas iniciaron emergencia 5 DDS a diferencia de los niveles menos salinos que indujeron la emergencia de plántulas 3 DDS. Esto se puede explicar en función del déficit hídrico y la toxicidad iónica que inhiben la síntesis de nitrato reductasa y las poliaminas que alteran los niveles de hormonas vegetales (mayor producción de ácido abscísico que de giberelinas), y deshidratan o desprenden el protoplasma de la pared celular, todo lo cual incrementa el periodo de quiescencia (Sánchez-Bernal & Ortega-Escobar 2011).

En este sentido González (2001) indica que el estrés hídrico y la acumulación de electrolitos en las células del embrión y luego en la plántula afecta su crecimiento o incluso su muerte. En el experimento se pudo observar la muerte de plántulas en los dos pastos 11 DDS producido por los niveles salinos más altos.

Los resultados son similares a los reportados por Bazzigalupi *et al.* (2008) en *Thinopyrum ponticum*, quienes determinaron que la germinación disminuyó en relación al testigo en 4.2 %, 18.6 % y 61.0 % con incrementos de NaCl equivalentes a 6 dS m⁻¹, 12 dS m⁻¹ y 18 dS m⁻¹, respectivamente. Por su parte González-Romero *et al.* (2011) reportan que la germinación de *Bouteloua curtipendula* en NaCl fue seriamente afectado a partir de 12 dS m⁻¹.

Tabla XI. Efecto de la sal NaCl sobre el porcentaje de emergencia de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la siembra (DDS).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Concentración g L ⁻¹	Ψπ MPa	pH	Porcentaje de emergencia						
					3 DDS	5 DDS	7 DDS	9 DDS	11 DDS	13 DDS	15 DDS ¹
Cayman B ^{1*}	0	0.00	0.00	7.01	5.33	46.00	65.33	70.00	70.67	71.33	71.33 ^{a/2}
	2	1.28	-0.072	6.53	2.67	38.67	60.00	68.67	69.33	69.33	70.00 ^a
	4	2.56	-0.144	6.37	3.33	38.00	53.33	58.67	60.67	64.00	64.67 ^a
	6	3.84	-0.216	6.35	0.00	34.00	56.00	62.67	63.33	62.67	64.00 ^a
	10	6.40	-0.360	6.39	0.00	25.33	45.33	57.33	58.67	61.33	60.67 ^{ab}
	12	7.68	-0.432	6.38	0.00	18.00	40.67	45.33	46.00	44.67	44.67 ^{bc*}
	15	9.60	-0.540	6.32	0.00	4.00	25.33	33.33	36.00	42.00	42.00 ^{c*}
EEM					1.15	3.27	4.30	4.01	3.91	3.86	4.04
Cobra A	0	0.00	0.00	7.01	22.67	61.33	74.67	76.00	77.33	79.33	79.33 ^a
	2	1.28	-0.072	6.53	26.00	66.00	74.00	75.33	75.33	75.33	76.00 ^{ab}
	4	2.56	-0.144	6.37	11.33	48.67	70.67	74.67	76.00	75.33	76.67 ^{ab}
	6	3.84	-0.216	6.35	19.33	59.33	75.33	79.33	79.33	78.67	78.67 ^{ab}
	10	6.40	-0.360	6.39	6.00	56.67	74.00	79.33	79.33	77.33	77.33 ^{ab}
	12	7.68	-0.432	6.38	12.00	42.67	57.33	61.33	64.00	66.67	66.00 ^{ab}
	15	9.60	-0.540	6.32	2.67	28.67	48.67	60.67	64.00	64.67	64.67 ^{b*}
EEM					2.55	3.59	4.06	3.76	3.70	3.26	3.18

Ψπ: Potencial osmótico; DDS: Días después de la siembra; ¹A, B = Prueba de medias entre pastos para la variable emergencia a 15 DDS; ²a, b, c = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable emergencia a 15 DDS; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey α = 0.05).

6.2 Efecto de la sal NaCl sobre la altura de los pastos Cayman y Cobra

En pasto Cayman a $CE \geq 10 \text{ dS m}^{-1}$ y en pasto Cobra a $CE \geq 12 \text{ dS m}^{-1}$, la altura de las plantas decreció $> 36 \%$ respecto al testigo ($CE = 0 \text{ dS m}^{-1}$). Esto dio como resultado alturas menores de 35 cm en ambos pastos (Tabla XII).

Tal disminución en altura a elevados niveles salinos, se debe fundamentalmente al efecto de los factores osmótico, toxico-iónico y al desbalance nutricional, que inducen a nivel celular disminución de la producción de protoplasma, de división celular y de elongación que inhiben el crecimiento de los órganos vegetales (Lamz-Piedra & González-Cepero 2013, Ramírez-Suárez & Hernández-Olivera 2016).

En condiciones de estrés las plantas disminuyen la concentración de fitohormonas tales como auxinas que actúan sobre la división celular y las giberelinas que actúan sobre la diferenciación, por lo que se atrofia el crecimiento y desarrollo de las plantas (González 2001, Rodríguez-Pérez 2006). En opinión de Yang *et al.* (1993), las auxinas favorecen el crecimiento del tallo, de tal forma que su inhibición llevará a una reducción de la expansión longitudinal.

Al respecto investigadores como Laynez-Garsaball *et al.* (2008), reportaron una disminución de la altura en gramíneas bajo condiciones salinas, por ejemplo, en plántulas de maíz a 12 DDS, alcanzaron una altura de 26.75 cm a CE de 0 dS m^{-1} y disminuyeron a 8.03 cm a CE de 15 dS m^{-1} . Por su parte Salomón & Samudio (2015) registraron una disminución de altura de los pastos *Panicum maximum* Jacq. variedades Tanzania y Mombasa a medida que aumenta la CE de 0 dS m^{-1} a 22 dS m^{-1} .

De la misma forma Argenteal *et al.* (2006) observaron en *Triticum aestivum* variedad Cuba-c-204 una disminución de la altura de 33 % y 35 % al incrementar la CE a niveles de 25 dS m^{-1} y 28 dS m^{-1} respecto al testigo. Los resultados de la presente investigación confirman que la altura de las plantas de los pastos Cayman y Cobra, son vulnerables de manera diferencial a los máximos niveles salinos ensayados.

Tabla XII. Efecto de la sal NaCl sobre la altura de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Altura de las plantas (cm)								
		7 DDE	14 DDE	21 DDE	28 DDE	35 DDE	42 DDE	49 DDE	56 DDE ¹	
Cayman	0	2.65	7.38	15.00	24.80	33.58	41.33	48.17	54.50 ^{a/2}	
	2	2.33	6.57	12.53	21.68	29.33	37.83	45.17	53.67 ^a	
	4	2.30	6.50	11.75	21.05	30.72	39.00	44.33	52.83 ^a	
	6	2.05	6.72	14.42	20.98	29.55	38.50	42.83	51.00 ^a	
	A ¹	10	2.28	5.25	8.75	13.28	19.22	23.33	27.33	35.17 ^{b*}
	12	1.88	3.83	7.82	13.08	17.10	21.00	23.67	26.17 ^{b*}	
	15	1.97	5.18	10.42	15.25	21.17	25.00	29.00	33.67 ^{b*}	
EEM		0.15	0.75	1.49	1.92	2.46	2.68	2.88	3.32	
Cobra	0	3.63	9.04	16.58	25.32	34.13	41.50	47.67	56.83 ^a	
	2	3.37	7.38	13.27	22.43	30.82	39.17	43.50	50.25 ^{ab}	
	4	3.55	8.68	15.70	24.45	31.33	41.50	46.50	54.17 ^a	
	6	3.28	8.23	13.67	20.12	29.08	37.83	40.50	50.08 ^{ab}	
	A ¹	10	3.63	8.43	14.35	22.75	31.58	39.67	50.00 ^{ab}	
	12	2.80	7.42	11.22	16.75	20.25	25.92	29.67	33.83 ^{bc*}	
	15	2.82	6.98	11.90	16.83	21.75	27.17	26.00	30.58 ^{c*}	
EEM		0.16	0.54	1.17	1.75	2.30	3.30	3.60	4.31	

EEM: Error estándar de la media; DDE: Días después de la emergencia; ¹A = Prueba de medias entre pastos para la variable altura de las plantas a 56 DDE; ²a, b, c = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable altura de las plantas a 56 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.3 Efecto de la sal NaCl sobre el diámetro del tallo de los pastos Cayman y Cobra

De acuerdo a los datos obtenidos (Tabla XIII), el diámetro del tallo principal en los dos pastos Cayman y Cobra tuvo un aumento rápido los primeros 28 DDE, posteriormente fue lento, esto coincide con el inicio del macollamiento.

Los resultados indican que en pasto Cayman la CE de 12 dS m^{-1} produjo en las plantas la máxima disminución en diámetro del tallo comparado con el efecto producido en los otros niveles salinos. Esto se puede explicar en función de un crecimiento rápido poco sostenido que efectúan las plantas de pasto a $CE < 12.0 \text{ dS m}^{-1}$. En el caso del pasto Cobra no se presentaron diferencias estadísticas, aunque es posible notar en los dos pastos que a CE de (0 dS m^{-1} a 10 dS m^{-1}) se registraron valores $> 3 \text{ mm}$ de diámetro del tallo y a una $CE \geq 12 \text{ dS m}^{-1}$ los diámetros fueron de menor magnitud. Los valores bajos obtenidas en niveles más salinos, se explica por la pérdida de turgencia que provocó la salinidad por efecto osmótico, en las células del tejido vascular (Moreno 2009).

Un estudio realizado por Luna-Flores *et al.* (2012) indica una reducción de contenido de agua del tallo de plantas de *Cordia dodecandra*, *Piscidia piscipula* y *Leucaena leucocephala* sometidos a estrés hídrico, 28 %, 59 % y 60 % respectivamente, en relación a las que no fueron sometidos a dicho estrés.

El contenido de agua es esencial para la expansión y elongación celular ya que cuando las células pierden turgencia, no llevan a cabo este proceso (Rodríguez-Pérez 2006) lo que afecta directamente al diámetro del tallo. Otro factor importante para la expansión celular y que además es afectada por alta concentración de sal son las hormonas de crecimiento y moléculas de señalización (Amador-Alfárez *et al.* 2013).

Es importante señalar que investigaciones de Strogonov (1964) indican que diversas gramíneas sometidas a $CE > 6 \text{ dS m}^{-1}$, produjeron una disminución del grosor de la pared celular y del tamaño de células meristemáticas del cambium del tejido vascular.

Tabla XIII. Efecto de la sal NaCl sobre el diámetro del tallo principal de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Diámetro de tallos (mm)								
		7 DDE	14 DDE	21 DDE	28 DDE	35 DDE	42 DDE	49 DDE	56 DDE ¹	
Cayman	0	1.28	1.87	2.67	3.45	3.95	3.94	3.95	3.28 ^{a/2}	
	2	1.15	1.95	2.40	3.08	3.10	3.46	3.41	3.17 ^a	
	4	1.18	1.73	1.95	2.88	3.23	3.16	3.44	2.91 ^{ab}	
	6	1.03	2.08	2.71	3.19	3.29	3.36	3.48	3.09 ^{ab}	
	A ¹	10	1.13	1.90	2.18	2.62	2.97	3.23	3.10	2.99 ^{ab}
		12	1.13	1.68	1.92	2.03	2.25	2.54	2.72	2.25 ^{b*}
		15	1.08	1.70	2.07	2.56	2.87	3.38	3.39	2.93 ^{ab}
EEM		0.07	0.12	0.15	0.22	0.25	0.24	0.24	0.20	
Cobra	0	1.10	2.22	2.87	3.78	3.76	3.73	3.74	3.13 ^a	
	2	1.15	1.96	2.53	3.36	3.55	3.86	3.78	3.37 ^a	
	4	1.20	2.10	2.78	3.71	4.16	3.90	3.88	3.32 ^a	
	6	1.18	2.20	2.68	3.56	3.76	3.65	3.68	3.54 ^a	
	A ¹	10	1.13	1.98	2.90	3.59	3.72	3.81	3.65	3.18 ^a
		12	1.12	1.84	2.32	2.50	3.03	3.23	3.30	2.75 ^a
		15	1.15	1.81	2.18	2.55	2.78	2.77	2.80	2.79 ^a
EEM		0.04	0.09	0.16	0.24	0.23	0.22	0.22	0.18	

EEM: Error estándar de la media; DDE: Días después de la emergencia; ¹A= Prueba de medias entre pastos para la variable diámetro de tallos a 56 DDE; ²a, b = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable diámetro de tallos a 56 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.4 Efecto de la sal NaCl sobre el número de hijuelos de los pastos Cayman y Cobra

El número de hijuelos disminuyó conforme aumenta la CE en ambos pastos (Tabla XIV). A 56 DDE, en pasto Cayman la disminución de número de hijuelos fue significativo a $CE > 6 \text{ dS m}^{-1}$ y en pasto Cobra a $CE > 12 \text{ dS m}^{-1}$. De acuerdo a lo anterior, el pasto Cobra presentó mayor tolerancia a condiciones con mayor concentración de sal, a su vez, el pasto Cayman tiene un mejor comportamiento en los niveles bajos de sal $< 4 \text{ dS m}^{-1}$ al presentar un mayor número de hijuelos 13, 11, 12 en los niveles 0 dS m^{-1} , 2 dS m^{-1} y 4 dS m^{-1} respectivamente.

El número de hijuelos está determinado por la tasa de formación de hojas, ya que cada hoja presenta una yema axilar que puede dar origen a un nuevo macollo (Borrajo & Alonso 2015). En medios salinos, la sal inhibe el crecimiento de yemas axilares del tallo de pastos que dan origen a los hijuelos (Munns & Tester 2008), esto disminuye su número por planta, lo que se puede observar en los resultados obtenidos. En efecto, ambos pastos a concentraciones de sal $> 12 \text{ dS m}^{-1}$, registraron menos de cinco hijuelos, 60 DDE.

La salinidad causa numerosos problemas para el crecimiento y desarrollo de las plantas, frente al estrés las plantas responden con una variedad de mecanismos para sobrevivir; en caso de una defoliación extrema, las gramíneas envían los fotoasimilados producidos a la superficie foliar remanente y cesa la exportación de éstos a yemas axilares para formación de hijuelos (Saroff *et al.* 2003), esta situación podría darse en los pastos sometidas a las condiciones salinas experimentales.

Investigaciones realizadas por Worku-Daba *et al.* (2019) en *Chloris gayana*, indican reducción de número de hijuelos por planta de 7.2, 7.1, 6.6, 5.9 y 4.8 para CE de 0 dS m^{-1} , 5 dS m^{-1} , 10 dS m^{-1} , 15 dS m^{-1} y 20 dS m^{-1} respectivamente. Igualmente Yapu & Yapu (2014), registran en *Hordeum vulgare* 739 tallos m^{-1} a CE de 0.94 dS m^{-1} y disminuyó a 340 tallos m^{-1} a CE de 8.76 dS m^{-1} , 110 DDS.

Tabla XIV. Efecto de la sal NaCl sobre el número de hijuelos de los pastos Cayman y Cobra, diversos días después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Hijuelos por planta					
		21 DDE	28 DDE	35 DDE	42 DDE	49 DDE	56 DDE ¹
Cayman A ¹	0	0.17	2.00	3.00	5.83	8.00	13.17 ^{a/2}
	2	0.00	2.00	2.83	5.67	8.50	11.33 ^a
	4	0.00	1.50	2.83	4.67	7.50	11.83 ^a
	6	0.00	1.67	2.67	4.00	6.67	8.5 ^{ab}
	10	0.00	0.50	0.83	1.67	2.67	5.67 ^{b*}
	12	0.00	0.17	0.67	1.33	1.67	3.5 ^{b*}
	15	0.00	0.50	1.17	2.33	3.50	5.00 ^{b*}
EEM		0.06	0.31	0.43	0.66	1.02	1.22
Cobra B ^{1*}	0	0.00	2.17	2.67	3.83	6.33	7.83 ^{ab}
	2	0.00	1.33	1.83	3.50	4.50	6.83 ^{ab}
	4	0.33	1.33	2.67	3.67	5.33	7.50 ^{ab}
	6	0.00	1.67	2.00	4.17	5.17	8.33 ^a
	10	0.17	1.83	2.17	4.67	6.00	7.17 ^{ab}
	12	0.00	0.00	0.83	1.00	2.33	4.67 ^{ab}
	15	0.00	0.33	0.33	1.17	1.67	3.50 ^{b*}
EEM		0.10	0.28	0.42	0.67	0.80	1.28

EEM: Error estándar de la media; DDE: Días después de la emergencia; ¹A, B = Prueba de medias entre pastos para la variable número de hijuelos a 56 DDE; ²a, b = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable número de hijuelos a 56 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.5 Efecto de la sal NaCl sobre el número de hojas de los pastos Cayman y Cobra

Por efecto del estrés salino se registró disminución del número de hojas de los pastos Cayman y Cobra (Tabla XV). El pasto Cayman, a $CE \geq 10 \text{ dS m}^{-1}$ registró una reducción del número de hojas mayor de 50 % y en pasto Cobra esta reducción se presentó a $CE \geq 12 \text{ dS m}^{-1}$, lo que denota diferencia de tolerancia a la sal NaCl.

A 56 DDE, en pasto Cayman se registraron 46 hojas en el tratamiento testigo a diferencia del pasto Cobra que registró 36 hojas, esto por el mayor número de hijuelos que presentó el pasto Cayman a $CE < 4 \text{ dS m}^{-1}$, aunque es susceptible a elevadas concentraciones de salinidad.

La reducción del número de hojas en las plantas sometidas a estrés salino se debe a la excesiva absorción de ión Na^+ al interior de las células meristemáticas, esto eleva su concentración dentro del protoplasma que provoca inhibición del crecimiento celular por plasmólisis, un efecto que puede ser reversible o permanente lo que depende de la periodicidad del abastecimiento de agua mediante riego, lo que a su vez influye en la intensidad y la duración del estrés, y que en casos extremos puede causar necrosis en los tejidos vegetales (Strogonov 1964, Carranza *et al.* 2009, Sánchez-Bernal *et al.* 2013).

La causa de la necrosis es probablemente por la carga de sales excediendo la habilidad de la célula de compartimentar sales en la vacuola (Lamz-Piedra & González-Cepero 2013). Otros efectos causados por la sal en las hojas, son el cierre de estomas, la reducción del número de estomas y el aumento en el espesor del tejido foliar (Parés *et al.* 2008). En este sentido, Martínez-Villavicencio *et al.* (2011) sugieren que el estrés hídrico causado por la salinidad se manifiesta en la reducción de expansión foliar y pérdida de turgencia.

En *Miscanthus x giganteus* a CE de 10.65 dS m^{-1} , se redujo 50 % el número de hojas (Stavridou *et al.* 2017), datos similares fueron obtenidos en este estudio. Por su parte, Aiazzi *et al.* (2005) reportan disminución del número de hojas y área foliar en uno de los genotipos de *Atriplex cordobensis* a CE de 25 dS m^{-1} .

Tabla XV. Efecto de la sal NaCl sobre el número de hojas de los pastos Cayman y Cobra.

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Hojas por planta		
		28 DDE	42 DDE	56 DDE ¹
Cayman A ¹	0	11.00	27.00	43.67 ^{a/2}
	2	10.17	26.67	39.17 ^a
	4	9.33	27.00	42.33 ^a
	6	9.67	19.17	31.50 ^{ab}
	10	4.50	10.50	19.00 ^{b*}
	12	3.33	8.50	14.50 ^{b*}
	15	3.83	9.50	16.00 ^{b*}
EEM		1.10	2.63	4.15
Cobra A ¹	0	10.83	23.33	34.00 ^a
	2	8.17	16.67	31.33 ^{ab}
	4	9.67	19.50	30.83 ^{ab}
	6	9.50	22.17	31.83 ^{ab}
	10	9.83	23.33	30.00 ^{ab}
	12	3.67	8.50	15.83 ^{bc*}
	15	3.17	7.00	12.17 ^{c*}
EEM		1.19	2.80	3.91

EEM: Error estándar de la media; DDE: Días después de la emergencia; ¹A = Prueba de medias entre pastos para la variable número de hojas a 56 DDE; ²a, b, c = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable número de hojas a 56 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.6 Efecto de la sal NaCl sobre la longitud de raíz de los pastos Cayman y Cobra

De acuerdo a los resultados (Tabla XVI), se presentó disminución de la longitud de raíz de las plantas a condiciones de estrés salino. A una CE de 15 dS m^{-1} , la raíz de las plantas de pasto Cayman midió en promedio 14.83 cm y la raíz de las plantas de pasto Cobra midió en promedio 13.50 cm. Lo que representa una reducción aproximadamente de 60 % respecto al testigo, para ambos pastos.

Las plantas de pasto Cayman redujeron su longitud radical a $\text{CE} > 6 \text{ dS m}^{-1}$, mientras que las de pasto Cobra presentaron reducción de la longitud de la raíz a $\text{CE} > 12 \text{ dS m}^{-1}$. Esta respuesta diferencial de la longitud radicular a decrecer se debe a la diferencia de tolerancia a sales de cada especie (ontogenia) como lo señalan (Maas & Hoffman 1977), lo que está asociado a perturbaciones fisiológicas que sufre la raíz en condiciones salinas como son la disminución de la producción de protoplasma, de división celular y de elongación de las células meristemáticas de la cofia que se atribuye al intenso efecto osmótico de esta sal (Ramos *et al.* 2004).

Es importante analizar el efecto de la sal en la raíz, ya que se ha comprobado que en condiciones de estrés salino, la raíz se convierte en un órgano de almacenamiento de sustancias de reserva que favorece el crecimiento de la parte aérea, de tal forma que en la medida que la raíz tolere más la sal, tendrá la capacidad de explorar más volumen de suelo para allegarse de agua y nutrientes y mantener vivo al organismo vegetal, esto tiene implicaciones importantes para que el sistema foliar continúe la producción fotosintética para la formación de fotoasimilados (Strogonov 1964, Guevara & Guenni 2013).

Así mismo, la sal NaCl produce un deterioro en las propiedades de la pared celular por el desplazamiento del Ca^{2+} por el ión Na^+ , lo que disminuye la permeabilidad al agua y la síntesis de la pared celular, efectos inhibitorios del crecimiento de la planta (Pritchard 1994). Igualmente, Sam (2007) reporta cambios de la morfología y desorganización de los tejidos de la raíz en condiciones de salinidad, que impiden un óptimo desarrollo.

Investigadores como Jauregui *et al.* (2017) reportan una reducción en la longitud de raíz > 50 % en *Elymus scabrifolius*, cuando se les sometió a CE de 27 dS m⁻¹. En *Bouteloua curtipendula* se determinó que a CE de 0 dS m⁻¹ la longitud radicular alcanzó en promedio 10 mm y disminuyó a menos de 2 mm a CE de 15 dS m⁻¹ e incluso se inhibió a CE de 28 dS m⁻¹, 15 DDS (González-Romero *et al.* 2011).

Estudio realizado por Taleisnik *et al.* (1997), señalan disminución de 50 % de longitud de raíz en *Chloris gayana* cv. Boma a CE de 10 dS m⁻¹ respecto al testigo. Estos resultados son congruentes con los obtenidos en la presente investigación.

Tabla XVI. Efecto de la sal NaCl sobre la longitud de raíz de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Longitud de raíz (cm) ¹
Cayman B ^{1*}	0	39.75 ^{a/2}
	2	29.50 ^{ab}
	4	33.83 ^{ab}
	6	25.67 ^{bc*}
	10	22.17 ^{bc*}
	12	23.33 ^{bc*}
	15	14.83 ^{c*}
	EEM	
Cobra A ¹	0	39.33 ^a
	2	46.17 ^a
	4	41.67 ^a
	6	36.25 ^a
	10	37.75 ^a
	12	17.77 ^{b*}
	15	13.50 ^{b*}
	EEM	

EEM: Error estándar de la media; DDE: Días después de la emergencia; ¹A, B = Prueba de medias entre pastos para la variable longitud de raíz a 60 DDE; ²a, b, c = Prueba de medias entre niveles de CE para la variable longitud de raíz a 60 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.7 Efecto de la sal NaCl sobre la producción de biomasa en base seca de los pastos Cayman y Cobra, 60 DDE

De acuerdo a los resultados obtenidos, la salinidad inducida por NaCl afectó el peso seco de la raíz, tallo y hojas de los pastos evaluados (Tabla XVII). En pasto Cayman, la parte aérea y parte radicular presentaron diferencia estadística ($P=0.05$) respecto al testigo a partir de $CE \geq 10 \text{ dS m}^{-1}$ y en pasto Cobra fue a partir de $CE \geq 12 \text{ dS m}^{-1}$. Lo que indica mayor tolerancia del pasto Cobra.

El peso seco total de las plantas crecidas en condiciones de salinidad disminuyó a medida que aumentaron los niveles salinos; a CE de 0 dS m^{-1} , Cayman registró 7.08 g pl^{-1} y Cobra 5.72 g pl^{-1} , y a CE de 15 dS m^{-1} ambos pastos registraron menos de 1 g pl^{-1} .

La disminución de la producción de biomasa en plantas sometidas a estrés salino, es consecuencia de la reducción de la expansión foliar, número y grosor del tallo, longitud de raíz y altura de las plantas que afectó en forma adversa la biomasa acumulada en la parte aérea, así como en la raíz.

Varios investigadores reportan la disminución de biomasa en condiciones de estrés salino, Dai *et al.* (2009), reportan disminución de biomasa en *Poa annua* L., a CE de 1.2 dS m^{-1} registraron 8.7 g pl^{-1} y disminuyó a 3.9 g pl^{-1} a 15 dS m^{-1} . Aunado a lo anterior, Lastiri-Hernández *et al.* (2017) realizaron estudios a diversas especies forrajeros en condiciones de estrés salino durante 21 d y registraron en *Cynodon nlemfuensis* a CE de 9.6 dS m^{-1} , una reducción de 69.33% en la parte aérea y 62.44% en la parte radicular, en *Hordeum vulgare* cv Esmeralda se presentó una reducción de 27.29% en la parte aérea y 18.81% en la parte radicular y en *Lolium perenne* L. una reducción de 31.04% en la parte aérea y 37.18% en la parte radicular respecto al testigo. Igualmente, Kaplan *et al.* (2017) registraron en *Festuca arundinacea* Schreb una reducción del 30% de peso seco a 8 dS m^{-1} respecto al testigo. La reducción de biomasa y por lo tanto la tolerancia a la salinidad varía entre especies e incluso entre cultivares de la misma especie lo que se pudo constatar en la presente investigación.

Tabla XVII. Efecto de la sal NaCl sobre la producción de biomasa en base seca de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Raíz ¹ (g pl ⁻¹)	Parte aérea (g pl ⁻¹)		PST ⁴ (g pl ⁻¹)
			Tallo ²	Hoja ³	
Cayman A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴	0	2.13 ^{a/5}	2.13 ^{a/6}	2.83 ^{a/7}	7.08 ^{a/8}
	2	1.64 ^{abc}	1.86 ^a	2.59 ^{ab}	6.09 ^{ab}
	4	1.89 ^{ab}	1.35 ^{ab}	2.14 ^{abc}	5.38 ^{ab}
	6	1.42 ^{abcd}	1.30 ^{abc}	1.78 ^{abcd}	4.50 ^{abc}
	10	0.35 ^{cd*}	0.45 ^{bc}	0.82 ^{cd*}	1.62 [*]
	12	0.72 ^{bcd*}	0.58 ^{bc}	1.21 ^{bcd*}	2.5 ^{bc*}
	15	0.19 ^{d*}	0.20 ^{c*}	0.47 ^{d*}	0.85 ^{c*}
EEM		0.30	0.25	0.34	0.84
Cobra A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴	0	1.68 ^a	2.00 ^a	2.03 ^a	5.72 ^a
	2	1.17 ^{abc}	1.23 ^{ab}	1.62 ^{ab}	4.02 ^{ab}
	4	1.42 ^{ab}	1.25 ^{ab}	1.57 ^{ab}	4.23 ^{ab}
	6	1.03 ^{abc}	1.32 ^{ab}	1.90 ^a	4.25 ^{ab}
	10	1.32 ^{ab}	1.10 ^{abc*}	1.65 ^{ab}	4.07 ^{ab}
	12	0.23 ^{bc*}	0.28 ^{bc*}	0.78 ^{ab}	1.30 ^{bc*}
	15	0.03 ^{c*}	0.12 ^{c*}	0.37 ^{b*}	0.52 ^{c*}
EEM		0.27	0.24	0.30	0.73

EEM: Error estándar de la media; PST: Peso seco total; A=Prueba de medias entre pastos para las variables: ¹Raíz, ²Tallo, ³Hoja y ⁴PST a 60 DDE; a, b, c, d = Prueba de medias entre niveles de CE para las variables: ⁵Raíz, ⁶Tallo, ⁷Hoja y ⁸PST a 60 DDE; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

En condiciones de salinidad clorhídrica, el comportamiento del peso seco total de las plantas de los pastos Cayman y Cobra se ajusta a los modelos de la ecuación cuadrática señalados en la Figura 10.

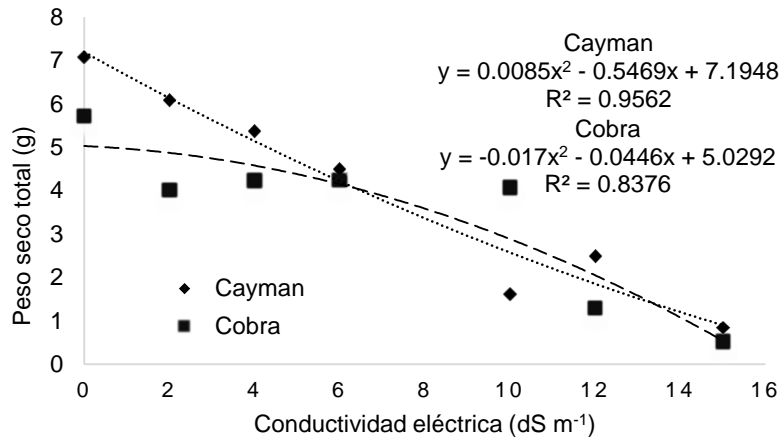


Figura 10. Peso seco total de los pastos Cayman y Cobra en función de la CE.

La reducción de biomasa fue más pronunciada en pasto Cayman que en pasto Cobra (Tabla XVIII). A $CE > 2 \text{ dS m}^{-1}$, el pasto Cayman disminuyó 0.3 g pl^{-1} , en tanto que el pasto Cobra disminuyó 0.4 g pl^{-1} por cada unidad que aumenta la CE. De acuerdo a la clasificación de Maas y Hoffman (1977), al considerar el porcentaje de reducción de biomasa en función de los niveles salinos, el pasto Cayman puede clasificarse como moderadamente sensible a la sal NaCl y el pasto Cobra como moderadamente tolerante.

Tabla XVIII. Reducción de biomasa de los pastos Cayman y Cobra en función de los niveles de CE.

Pastos	Intervalos de CE (dS m^{-1})			% de reducción de biomasa			Nivel de tolerancia		
	Nivel 1	Nivel 2	Nivel 3	Nivel 1	Nivel 2	Nivel 3	1	2	3
Cayman	(2, 4]	(4, 10]	(10,15]	17.82	47.52	80.19	T	MS	MS
Cobra	(2, 4]	(4, 10]	(10,15]	15.63	41.68	70.34	T	MS	MT

T= Tolerante, MS= Moderadamente sensible, MT= Moderadamente tolerante.

6.8 Composición química de los pastos Cayman y Cobra

De acuerdo a la Tabla (XIX), se presentaron diferencias estadísticas ($P=0.05$) por el efecto de la salinidad sobre los porcentajes de ceniza, extracto etéreo, proteína cruda, fibra detergente neutro (FDN) y fibra detergente ácido (FDA).

6.8.1 Ceniza

Los resultados obtenidos indican que la salinidad inducida por la sal NaCl afectó de forma diferencial el contenido de ceniza en los pastos Cayman y Cobra. En pasto Cayman, se presentó mayor porcentaje de ceniza en los tejidos de las plantas crecidas a $CE \geq 4 \text{ dS m}^{-1}$, a diferencia de las plantas crecidas a CE de 0 dS m^{-1} y 2 dS m^{-1} , lo anterior debido a la elevada concentración de sales presentes en el sustrato a $CE \geq 4 \text{ dS m}^{-1}$ que indujo la absorción excesiva y acumulación de iones Na^+ y Cl^- en los tejidos de las plantas.

La salinidad incrementa la concentración de Na^+ y Cl^- en los componentes de la planta. A medida que aumentan los niveles salinos las concentraciones de estos iones son mayores (Casierra-Posadas *et al.* 2000, Villa-Castorena *et al.* 2006). En estudios realizados en *Lolium multiflorum*, se registró valor de 1.38 % de ceniza a CE de 1.44 dS m^{-1} y aumentó a 2.33 % de ceniza a CE de 9.78 dS m^{-1} , 44 DDS (Ben-Ghedalia *et al.* 2001).

Las plantas glicofitas no toleran la acumulación de Na^+ y Cl^- en sus tejidos, sin embargo, algunas plantas halófitas son capaces de tolerar alto contenido de iones tóxicos y se caracterizan por poseer alto contenido de cenizas de 12.2 % - 40.3 % (El Shaer 2010).

Una acumulación de Na^+ y Cl^- en los tejidos de las plantas está asociado con bajo contenido de otros minerales (N, P, Ca, K, Mg), como se encontró en las hojas de *Acacia saligna* (Labill.) (Elfeel & Bakhawain 2012). En suelos salinos las plantas poseen excesiva cantidad de Na^+ en sus tejidos a expensas de K^+ y Ca^{2+} , según Ferreira *et al.* (2015), en *Medicago sativa* los iones Na^+ y Cl^- incrementaron 40 % - 60 % mientras Ca^{2+} decreció 15 % - 32 % y K^+ decreció 26 % - 32%.

El Na^+ es tóxico para una variedad de procesos metabólicos, incluyendo enzimas que participan en la fotosíntesis; por lo tanto, la capacidad para transportar, compartimentar, excluir y movilizar los iones tóxicos como Na^+ y Cl^- , confiere a las plantas tolerancia a la salinidad (Munns 2005, Barkla *et al.* 2007).

En pasto Cobra, no se presentó mayor porcentaje de ceniza en los tejidos de las plantas crecidas a altos niveles de CE como ocurrió en el pasto Cayman, lo que puede deberse a los mecanismos realizados por este pasto para evitar la acumulación excesiva de los iones Na^+ y Cl^- en sus tejidos. Al respecto, Al-Dakheel *et al.* (2015) evaluaron genotipos de *Cenchrus ciliaris* L. bajo tres niveles de salinidad de agua de riego y registraron contenido de ceniza de 12.86 %, 12.64 % y 12.47 % para CE de 5 dS m^{-1} , 10 dS m^{-1} y 15 dS m^{-1} respectivamente. Se puede constatar que el porcentaje de ceniza no aumentó en el nivel alto de salinidad, incluso decreció ligeramente debido al mecanismo realizado por este pasto que se considera tolerante a la sequía y salinidad.

En pasto *Festuca arundinacea* Schreb, considerada moderadamente tolerante a la salinidad, no hubo cambios significativos en el porcentaje de ceniza con un promedio de 11.69 % a CE de 0 dS m^{-1} - 8 dS m^{-1} (Kaplan *et al.* 2017).

6.8.2 Extracto etéreo

En pasto Cayman, a una CE de 6 dS m^{-1} se presentó mayor porcentaje de extracto etéreo, con respecto a los otros tratamientos, en pasto Cobra no hay diferencia estadística ($P=0.05$) entre los niveles de salinidad. El porcentaje de extracto etéreo no varió entre los dos pastos evaluados, los valores determinados se encuentran dentro de un intervalo de 1.49 % - 1.84 %.

El efecto de la salinidad sobre el extracto etéreo ha sido reportado por Boga *et al.* (2014), quienes evaluaron tres especies forrajeras, *Lotus corniculatus*, *Trifolium alexandrinum* y *Medicago sativa* a cuatro niveles de salinidad: No salina CE < 4 dS m^{-1} , salinidad baja: 4 dS m^{-1} - 8 dS m^{-1} , salinidad media: 8 dS m^{-1} - 16 dS m^{-1} y salinidad alta > 16 dS m^{-1} , sin que obtuvieran diferencias estadísticas en el porcentaje del extracto etéreo entre los niveles de salinidad con las especies evaluadas, resultados similares se obtuvieron en el presente estudio en pasto Cobra.

Por su parte, Petropoulos *et al.* (2017), obtuvieron en *Cichorium spinosum* L. disminución del extracto etéreo en niveles altos de salinidad, ya que registraron un valor de 0.28 % en el tratamiento testigo (0 dS m⁻¹) y valores de 0.22 % a CE > 6 dS m⁻¹.

6.8.3 Proteína Cruda

La salinidad disminuyó el porcentaje de proteína cruda en ambos pastos. A CE de 10 dS m⁻¹ el pasto Cayman redujo la proteína cruda 8.42 % respecto al testigo, mientras que el pasto Cobra la reducción fue de 18 %.

Esta disminución de la proteína cruda en condiciones de estrés salino, se debe a la reducción de absorción de nitrato (NO₃⁻¹) por la raíz, como reportan Müller-Queiroz *et al.* (2012) en plantas de *Glicine max*; una menor absorción de nitrógeno por la planta ocasiona menor síntesis de aminoácidos y proteínas. Además, en condiciones salinas ocurre proteólisis de proteínas y desnaturalización de enzimas involucradas en la síntesis de aminoácidos (Kumar *et al.* 2010). Todo lo anterior, causa su disminución a niveles altos de salinidad.

Investigadores como Elfeel & Bakhawain (2012), reportaron en *Acacia saligna* (Labill) disminución en proteína cruda, de 14.9 % - 13.1% a un intervalo de CE de 0 dS m⁻¹ a 7 dS m⁻¹. De forma similar Kumar *et al.* (2010), observaron en las hojas de *Avena sativa* L. una disminución de 10 % y 26 % al incrementar la CE a niveles de 10 dS m⁻¹ y 14 dS m⁻¹ respecto al testigo.

Por otra parte, Uzun *et al.* (2013), reportan un incremento en el porcentaje de proteína en *Vicia ervilia* L. en condiciones salinas. Igualmente, Kaplan *et al.* (2017) registró en *Festuca arundinacea* Schreb. incrementos de 5.56 % a 6.99 % en un intervalo de CE de 0 dS m⁻¹ a 8 dS m⁻¹. Al respecto, estudios realizados por Petropoulos *et al.* (2017) en *Cichorium spinosum* L. indican valores altos en el intervalo de 6 dS m⁻¹ a 8 dS m⁻¹ comparados con el tratamiento testigo.

Un aumento de la proteína en condiciones bajas a moderada salinidad, se debe a que las sales a cierta concentración estimulan y sintetizan proteínas específicas bajo condiciones de estrés (Müller-Queiroz *et al.* 2012, Kosová *et al.* 2013), también en algunas plantas se presenta un incremento de la relación hojas/tallo bajo condiciones

de estrés salino, los tallos contienen estructuras con bajos contenidos de N, mientras que las hojas son ricas en N al aumentar esta relación aumenta el contenido proteico (Ferreira *et al.* 2015).

Sin embargo, pasada el umbral de tolerancia a las sales, las plantas se vuelven susceptibles y disminuye el porcentaje de proteína. Lo cual varía en cada especie e incluso en ecotipos de la misma especie. Las variedades tolerantes muestran reducciones de proteína a mayores niveles de salinidad mientras que las variedades sensibles muestran reducciones a más bajas concentraciones de sal (Robinson *et al.* 2004).

Al respecto, Worku-Daba *et al.* (2019) registró en genotipos de *Chloris gayana* en un intervalo de 0 dS m⁻¹ a 10 dS m⁻¹ alto porcentaje de proteína y en un intervalo de 15 dS m⁻¹ a 20 dS m⁻¹ disminuyó. Asimismo, Al-Dakheel *et al.* (2015) obtuvieron en genotipos de *Cenchrus ciliaris* L. porcentajes de proteína de 5.76 %, 6.77 % y 5.94 % para CE de 5 dS m⁻¹, 10 dS m⁻¹ y 15 dS m⁻¹ respectivamente. Se presentó un aumento de proteína de 5 dS m⁻¹ - 10 dS m⁻¹ y posteriormente disminuyó a una CE de 15 dS m⁻¹. Datos similares se obtuvieron en este experimento, en pasto Cayman a CE de 4 dS m⁻¹ el contenido de proteína fue superior al testigo, no obstante, a CE elevadas hubo disminución del porcentaje de proteína.

6.8.4 Fibra detergente neutro y Fibra detergente ácida

De acuerdo a los resultados (Tabla XIX) existe variación en el porcentaje de FDN y FDA en los pastos Cayman y Cobra, crecidas en condiciones salinas. En pasto Cayman los valores más altos de FDN y FDA se presentaron en el testigo y en pasto Cobra no fue consistente. Hay diferencia estadística entre pastos para la variable FDN y FDA, el pasto Cayman presentó valores más altos de FDN que el pasto Cobra y menor valor de FDA, esto puede atribuirse a mayor contenido de hemicelulosa en este pasto.

Las dos variables evaluadas forman parte de la pared celular de las plantas y están estrechamente relacionados con la degradabilidad ruminal del forraje. A mayor concentración de FDN y FDA la degradabilidad baja y, por lo tanto, una disponibilidad menor de energía para los animales (Segura *et al.* 2007). Además, la fermentación

ruminal de forrajes con mayor contenido de pared celular, causan un aumento significativo de pH y aumenta la metanogénesis debido a mayor producción de ácido acético y mayor disponibilidad de H⁺ (Ley de Coss *et al.* 2018).

En pasto Cayman, se registraron valores de FDN entre 67.69 % – 71.55 % y FDA entre 36.90 % – 44.53 %. En pasto Cobra los valores obtenidos en FDN fueron de 66.56 % – 69.16 % y FDA de 39.58 % – 61.56 %. En condiciones normales de suelo, en pasto *Brachiaria brizantha* y *Brachiaria humidicola* dos pastos del mismo género de los híbridos evaluados; reportan 65.93 % y 68.43 % de FDN, 32.3 % y 34.87 % de FDA (Muñoz-González *et al.* 2016), estos datos son similares para FDN e inferiores en FDA a los encontrados en este estudio.

En condiciones salinas, Ben-Ghedalia *et al.* (2001) reportan en *Lolium multiflorum* a 44 DDS, 48.6 % de FDN a CE de 1.44 dS m⁻¹ y decreció a 45.6 % de FDN a CE de 9.78 dS m⁻¹. En *Medicago sativa*, FDN y FDA disminuyeron aproximadamente 9 % y 8 % respectivamente de 12.7 dS m⁻¹ a 18.4 dS m⁻¹ (Ferreira *et al.* 2015). Uzun *et al.* (2013) reportan disminución de FDA y FDN en *Vicia ervilia* L. al aumentar los niveles de sal.

Ante el estrés salino, el contenido de carbohidratos solubles (CS), incrementó, mientras que el contenido de FDN se comportó a la baja. La glucosa en la fotosíntesis de las hojas es el precursor de CS y FDN, por lo tanto, aumentaron los CS a expensas de la pared celular (Ben-Ghedalia *et al.* 2001). Adicionalmente, el estrés salino inhibe la fotosíntesis, lo que resulta en disminución de la deposición secundaria de la pared celular y concentraciones más bajas de fibra (Glover *et al.* 2004).

Por otra parte, Munns (2005) considera que los cambios que ocurren en la pared celular de las plantas varían según el mecanismo que ocupa la planta para tolerar el estrés salino, muchas halófitas y plantas tolerantes a la sal contienen altas concentraciones de fibra, lo que reduce la degradabilidad del forraje. Al respecto, Elfeel & Bakhawain (2012) reportan un incremento de FDN con el aumento de la salinidad en *Acacia saligna* (Labill.) registraron valores de 25.72 %, 28.20 %, 29.12 % y 28.22% de FDN a CE de 0 dS m⁻¹, 7 dS m⁻¹, 9 dS m⁻¹ y 12 dS m⁻¹ respectivamente.

Tabla XIX. Efecto de la sal NaCl sobre la composición química de los pastos Cayman y Cobra, 60 d después de la emergencia (DDE).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Ceniza ¹ %	EE ² %	PC ³ %	FDN ⁴ %	FDA ⁵ %
Cayman A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴ , B ^{5*}	0	11.72 ^{c/6*}	1.52 ^{b/7*}	17.34 ^{ab/8}	71.55 ^{a/9}	44.53 ^{a/10}
	2	14.75 ^{b*}	1.56 ^{b*}	17.33 ^{ab}	68.13 ^{b*}	37.81 ^{c*}
	4	15.54 ^a	1.56 ^{b*}	18.21 ^a	68.74 ^{b*}	41.73 ^{b*}
	6	15.90 ^a	1.84 ^a	16.50 ^{bc*}	67.69 ^{b*}	36.90 ^{c*}
	10	15.72 ^a	1.60 ^{b*}	15.88 ^{c*}	69.23 ^{b*}	40.30 ^{b*}
EEM		0.13	0.02	0.27	0.35	0.50
Cobra B ^{1*} , A ² , A ³ , B ^{4*} , A ⁵	0	13.40 ^a	1.49 ^a	18.68 ^a	67.75 ^{b*}	40.75 ^{c*}
	2	13.12 ^{ab}	1.75 ^a	16.58 ^{c*}	67.68 ^{b*}	50.70 ^{b*}
	4	12.60 ^{cd*}	1.79 ^a	16.78 ^{bc*}	69.16 ^a	49.29 ^{b*}
	6	12.92 ^{bc*}	1.72 ^a	17.39 ^{b*}	66.56 ^{c*}	61.56 ^a
	10	12.34 ^{d*}	1.74 ^a	15.32 ^{d*}	67.81 ^{b*}	39.58 ^{c*}
EEM		0.07	0.07	0.15	0.23	0.42

EEM: Error estándar de la media; A,B: Comparación de medias entre pastos para las variables: ¹Ceniza, ²Extracto etéreo, ³Proteína cruda, ⁴Fibra insoluble en detergente neutro y ⁵Fibra insoluble en detergente ácido; a, b, c, d: Comparación de medias entre niveles salinos para las variables: ⁶Ceniza, ⁷Extracto etéreo, ⁸Proteína cruda, ⁹Fibra insoluble en detergente neutro y ¹⁰Fibra insoluble en detergente ácido; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

6.9 Degradabilidad *in vitro* de la materia seca y pH

En porcentaje de DIVMS y valores de pH no se obtuvieron diferencias estadísticas ($P = 0.05$) entre niveles salinos (Tabla XX). Igualmente, entre pastos no se registraron diferencias estadísticas para ambas variables.

En pasto Cayman, se registró en promedio 63.57 % de DIVMS y en pasto Cobra se registró en promedio 64.61 % de DIVMS. Los resultados obtenidos son similares a los registrados por Ortega-Aguirre *et al.* (2015), en *Brachiaria brizantha* cv Mulato que registró 69.26 % de DIVMS y en *Brachiaria brizantha* cv Toledo que registró 64.19 % de DIVMS, 120 DDS.

Aunque varias especies ya han sido reportadas como tolerantes a la salinidad, son pocas las investigaciones que reportan la calidad del forraje cuando crece bajo condiciones de suelos salinos. De acuerdo a Glover *et al.* (2004), la salinidad incrementa la materia orgánica y degradabilidad del forraje. Igualmente, Ben-Ghedalia *et al.* (2001), reportan aumento de la DIVMS de 73.5 % a 78.1 % en *Lolium multiflorum* L., con el incremento de la salinidad de 1.44 dS m⁻¹ a 9.78 dS m⁻¹ de CE, 44 DDS.

En contraste, Worku-Daba *et al.* (2019) en *Chloris gayana* registran 42.9 %, 41.0 %, 41.6 %, 40.2 % y 36.1 % de DIVMS a 0 dS m⁻¹, 5 dS m⁻¹, 10 dS m⁻¹, 15 dS m⁻¹ y 20 dS m⁻¹ respectivamente, lo cual tiende a decrecer a medida que aumenta la salinidad; uno de los aspectos de mayor importancia es la relación entre FDN y degradabilidad, de tal manera que los cambios que causa la salinidad en la pared celular de las plantas tiene efecto sobre la degradabilidad del forraje, en este caso la variación de FDN y FDA que se presentó en los diferentes niveles de salinidad no fue suficiente para alterar la DIVMS de los pastos Cayman y Cobra.

El pH del rumen influye en la población microbiana y los niveles de AGV producidos en la fermentación ruminal (Attia-Ismael 2015). El pasto Cayman presentó en promedio pH de 6.27 y el pasto Cobra presentó pH de 6.31, los valores se encuentran dentro del intervalo fisiológico de pH ruminal (5.8 -7.0), para desarrollar adecuadamente las reacciones metabólicas y crecimiento de los microorganismos del rumen.

Tabla XX. Degradabilidad *in vitro* de la materia seca (DIVMS) y pH, 72 h de incubación.

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	% DIVMS ¹	pH ²
	0	64.52 ^{a/3}	6.26 ^{a/4}
Cayman	2	62.76 ^a	6.27 ^a
	4	62.42 ^a	6.29 ^a
A ¹ , A ²	6	65.52 ^a	6.30 ^a
	10	62.62 ^a	6.21 ^a
EEM		1.89	0.02
	0	64.85 ^a	6.32 ^a
Cobra	2	66.37 ^a	6.29 ^a
	4	63.65 ^a	6.36 ^{ar}
A ¹ , A ²	6	65.63 ^a	6.28 ^a
	10	62.56 ^a	6.32 ^a
EEM		2.12	0.05

EEM: Error estándar de la media; A: Comparación de medias entre pastos para las variables: ¹Degradabilidad *in vitro* de la materia seca, ²pH; a: Comparación de medias entre niveles salinos para las variables: ³Degradabilidad *in vitro* de la materia seca, ⁴pH; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes (Tukey $\alpha=0.05$).

Valores de pH por debajo de 5.8 se asocia con aumento de la osmolaridad del contenido ruminal, hay reducción en el número de especies de bacterias y los protozoarios no sobreviven, se inhibe el consumo y las condiciones del rumen son menos estables (Krause & Oetzel 2006, Araujo-Febres & Vergara-López 2007). Valores altos de pH, se caracterizan por alta concentración de bicarbonato en el fluido extracelular, la cual aumenta su excreción renal y desencadena alteración en el animal (Martínez-Rodríguez & Oliver-Espinosa 2016).

Investigaciones realizadas del efecto de la salinidad en el pH ruminal fue descrito por Valtorta *et al.* (2008), quienes reportan pH de 6.37, 6.37 y 6.36 a 1000 mg L⁻¹, 5000 mg L⁻¹ y 10,000 mg L⁻¹ de sólidos totales disueltos (STD) y Arjomandfar *et al.* (2010) registraron pH de 6.05 y 6.02 a 570 mg L⁻¹ y 1400 mg L⁻¹ de STD, sin cambios significativos de pH en fluido ruminal con el aumento de la salinidad en agua para

consumo de vacas Holstein en los dos estudios. De la misma forma, Preeti *et al.* (2018) indican que los diferentes niveles de salinidad en agua (500 mg L⁻¹, 2000 mg L⁻¹, 4000 mg L⁻¹, 6000 mg L⁻¹ y 8000 mg L⁻¹ de STD) para consumo de terneros Murrah no afectó valores de pH ruminal.

La ingestión de grandes volúmenes de agua salina tiene potencial para modificar el pH y afectar la población de microorganismos ruminales, sin embargo, por la capacidad amortiguadora del rumen no hubo alteraciones (Preeti *et al.* 2018). Así, en esta investigación no se presentaron cambios en pH ruminal por efecto de los pastos crecidos en condiciones de salinidad, por la sorprendente capacidad del rumen para resistir cambios en los parámetros de fermentación.

6.10 Concentración de ácidos grasos volátiles (AGV)

De acuerdo a la Tabla XXI, la salinidad alteró la concentración de acetato y por consiguiente la concentración total de AGV. A CE de 4 dS m⁻¹, se registró menor concentración de acetato en ambos pastos, sin embargo, no se presentaron diferencias significativas con $P = 0.05$ en las variables de concentración de propionato, butirato y relación acetato: propionato.

La mayor producción de acetato se registró en pasto Cayman, entre 18.45 mmol L⁻¹ a 22.58 mmol L⁻¹, a diferencia del pasto Cobra que registró entre 16.21 mmol L⁻¹ - 19.52 mmol L⁻¹; igualmente para la variable total de AGV, los valores mayores se registraron en pasto Cayman en intervalo de 35.06 mmol L⁻¹ a 40.04 mmol L⁻¹ y para el pasto Cobra fue de 31.23 mmol L⁻¹ a 39.31 mmol L⁻¹.

Lo anterior, podría explicarse por el mayor porcentaje de FDN y mayor población de bacterias celulolíticas, que se determinaron en pasto Cayman. Mayor contenido de FDN representa mayor cantidad de celulosa y hemicelulosa, las cuales, son potencialmente fermentados por especies de bacterias celulolíticas como *Ruminococcus flavefaciens*, *Ruminococcus albus* y *Fibrobacter succinogenes*, las cuales transforman la glucosa en acetato y butirato (Ley de Coss *et al.* 2018).

Tabla XXI. Concentración de AGV, 72 h de incubación.

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Acetato ¹ (mmol L ⁻¹)	Propionato ² (mmol L ⁻¹)	Butirato ³ (mmol L ⁻¹)	Total AGV ⁴ (mmol L ⁻¹)	Acetato:Propionato ⁵
Cayman	0	18.88 ^{ab/6}	11.20 ^{a/7}	4.99 ^{a/8}	35.06 ^{b/9*}	1.69 ^{a/10}
	2	22.58 ^a	13.97 ^a	6.46 ^a	43.01 ^a	1.64 ^a
	4	18.45 ^{b*}	12.42 ^a	5.74 ^a	36.60 ^{ab}	1.50 ^a
	6	20.88 ^{ab}	14.38 ^a	5.78 ^a	41.04 ^{ab}	1.45 ^a
	10	19.07 ^{ab}	13.81 ^a	5.31 ^a	38.18 ^{ab}	1.38 ^a
EEM		0.82	0.80	0.60	1.53	0.08
Cobra	0	17.22 ^{ab}	11.67 ^a	4.99 ^a	33.88 ^{ab}	1.49 ^a
	2	18.96 ^{ab}	12.83 ^a	5.36 ^a	37.15 ^{ab}	1.49 ^a
	4	16.21 ^{b*}	10.40 ^a	4.62 ^a	31.23 ^{b*}	1.58 ^a
	6	19.45 ^a	13.91 ^a	5.95 ^a	39.30 ^a	1.40 ^a
	10	19.52 ^a	12.72 ^a	5.47 ^a	37.70 ^{ab}	1.56 ^a
EEM		0.69	0.82	0.69	1.41	0.12

EEM: Error estándar de la media; A, B: Comparación de medias entre pastos para las variables: ¹Acetato, ²Propionato, ³Butirato, ⁴Total de AGV y ⁵Acetato:propionato; a, b: Comparación de medias entre niveles salinos para las variables: ⁶Acetato, ⁷Propionato, ⁸Butirato, ⁹Total de AGV y ¹⁰Acetato:propionato; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes; *: significancia estadística (Tukey $\alpha = 0.05$).

Los AGV están estrechamente relacionados con la composición química de los alimentos, los microorganismos y pH del rumen, por esta razón cambios en la producción de AGV está asociado con estos factores. Estudios realizados del efecto de la salinidad sobre parámetros del rumen, indican que altos niveles de sal en las raciones disminuyó la producción de AGV, de igual forma ocurrió esta disminución cuando los animales fueron alimentados con *Atriplex nummularia*, una planta halófila (Attia-Ismail 2015).

Por su parte Preeti *et al.* (2018), indican que los diferentes niveles de salinidad en agua (500 mg L⁻¹, 2000 mg L⁻¹, 4000 mg L⁻¹, 6000 mg L⁻¹ y 8000 mg L⁻¹ de STD) para consumo de terneros Murrah, no afectó los AGV (acetato, propionato y butirato). También, Arjomandfar *et al.* (2010) reportan que la concentración de AGV en fluido ruminal no fueron afectados por salinidad en agua a 1400 mg L⁻¹ de STD para consumo de vacas Holstein.

La relación acetato:propionato va entre 0.9 a 4.0 y la utilización de la energía es más eficiente si la relación es cercana a 1.0 (Ley de Coss *et al.* 2018). No se encontró diferencias estadísticas (P = 0.05) entre los niveles de salinidad y entre pastos para la relación acetato:propionato en este experimento. Los valores registrados de 1.38 a 1.69 en los pastos Cayman y Cobra indican una adecuada eficiencia en la utilización de energía.

6.11 Emisiones de biogás (CH₄ y CO₂)

La salinidad inducida por NaCl a CE ≤ de 10 dS m⁻¹ no afectó significativamente (P = 0.05) las variables evaluadas, producción de biogás total, concentración de CH₄ y CO₂, en los pastos Cayman y Cobra.

En ambos pastos, de acuerdo a la producción de biogás (Tabla XXII), en promedio se produjeron a 6 h 30 % de biogás, a 12 h 50 % de biogás, a 24 h 70 % de biogás y a 48 h 90 % de biogás. Del total de biogás producido, los resultados obtenidos indican que 89 % corresponde a CO₂ y 11 % a CH₄.

La producción de gas *in vitro* ha sido desarrollada como una herramienta para predecir el contenido de nutrientes en un forraje y la cinética ruminal. Aunque el efecto

de la salinidad en el rendimiento de las plantas ha sido estudiado ampliamente, se tiene poca información del efecto del estrés salino en la producción de gas, degradabilidad de materia orgánica y energía metabólica (Boga *et al.* 2014).

La producción de gas incrementa o decrece por la composición de los alimentos. En esta investigación los pastos Cayman y Cobra tuvieron la misma producción de biogás sin cambios estadísticos, ya que se registraron en un intervalo de 162 mL g⁻¹ - 207 mL g⁻¹ de MS a las 72 h de incubación, no hubo cambios de producción de biogás debido a la similitud de proteína cruda, extracto etéreo y concentración de AGV de los dos pastos.

La producción de CH₄ y CO₂, no varió entre los dos pastos evaluados, pues se determinaron 16.15 mL g⁻¹ a 20.39 mL g⁻¹ de MS de CH₄ y 145.73 mL g⁻¹ a 186.97 mL g⁻¹ de MS de CO₂ a 72 h de incubación, estos resultados se debe a valores similares de propionato, relación acetato:propionato y pH; el CH₄ en un forraje está directamente relacionado con esos componentes.

Al respecto, Kara *et al.* (2016) reportan en tres especies forrajeras crecidas en condiciones de estrés salino, una producción de biogás total con un intervalo de 137.90 mL g⁻¹ - 143.32 mL g⁻¹ de MS a 72 h de incubación, valores inferiores a los obtenidos en el presente estudio; sin embargo, registraron mayor producción de CH₄, con valores de 48.07 mL g⁻¹ de MS para *Medicago sativa*, 55.15 mL g⁻¹ de MS para *Atriplex patula* y 41.72 mL g⁻¹ de MS para *Plantago lanceolata* a 24 h de incubación.

En este estudio, la salinidad no afectó la producción de biogás total ni la producción de CH₄ y CO₂, resultados que coinciden con los obtenidos por Robinson *et al.* (2004) en 10 especies de forrajes sometidos a CE de 15 dS m⁻¹ y 25 dS m⁻¹. Por otro lado, Kaplan *et al.* (2017) reportaron aumento en la producción de biogás total (34.17 mL a 45.00 mL) y CH₄ (4.35 mL a 6.85 mL) al incrementar la CE de 0 dS m⁻¹ a 8 dS m⁻¹.

Tabla XXII. Producción de CH₄ y CO₂ (mL g⁻¹ de materia seca).

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Desplazamiento (mL) acumulado de biogás total					CH ₄	CO ₂
		6 h ¹	12 h ²	24 h ³	48 h ⁴	72 h ⁵	72 h ⁶	72 h ⁷
Cayman	0	44.53 ^{a/8}	77.40 ^{a/9}	123.80 ^{a/10}	159.20 ^{a/11}	170.47 ^{a/12}	18.46 ^{a/13}	152.39 ^{a/14}
	2	62.73 ^a	104.60 ^a	152.27 ^a	180.60 ^a	192.87 ^a	20.20 ^a	172.64 ^a
	4	72.67 ^a	112.60 ^a	158.87 ^a	194.47 ^a	207.33 ^a	20.39 ^a	186.97 ^a
	6	45.87 ^a	81.73 ^a	126.13 ^a	157.20 ^a	167.93 ^a	16.15 ^a	151.69 ^a
	10	45.10 ^a	81.00 ^a	134.20 ^a	169.40 ^a	188.80 ^a	20.02 ^a	168.52 ^a
EEM		7.54	7.60	8.46	8.30	9.82	1.71	8.97
Cobra	0	42.00 ^a	79.13 ^a	117.53 ^a	152.67 ^a	164.27 ^a	15.64 ^a	148.62 ^a
	2	64.67 ^a	101.27 ^a	148.40 ^a	185.40 ^a	197.33 ^a	17.92 ^a	179.33 ^a
	4	44.20 ^a	82.13 ^a	111.67 ^a	149.40 ^a	162.33 ^a	16.94 ^a	145.73 ^a
	6	64.40 ^a	94.60 ^a	135.80 ^a	172.10 ^a	186.00 ^a	17.40 ^a	168.65 ^a
	10	53.47 ^a	89.40 ^a	130.27 ^a	160.00 ^a	172.67 ^a	18.10 ^a	154.83 ^a
EEM		9.33	10.26	11.23	11.04	11.02	1.92	10.24

EEM: Error estándar de la media; A: Comparación de medias entre pastos para el desplazamiento de biogás total: ¹6 h de incubación, ²12 h de incubación, ³24 h de incubación, ⁴48 h de incubación, ⁵72 h de incubación, ⁶Producción de CH₄ y ⁷Producción de CO₂; a: Comparación de medias entre niveles salinos para el desplazamiento de biogás total: ⁸6 h de incubación, ⁹12 h de incubación, ¹⁰24 h de incubación, ¹¹48 h de incubación, ¹²72 h de incubación, ¹³Producción de CH₄ y ¹⁴Producción de CO₂; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes (Tukey $\alpha=0.05$).

6.12 Población de bacterias

La población de bacterias totales entre los niveles salinos, si presentó diferencia estadística ($P= 0.05$), las primeras 12 h para el pasto Cayman y las primeras 6 h para el pasto Cobra (Tabla XXIII). En las primeras horas ocurre la adhesión y colonización de las bacterias a los sustratos, en donde un factor importante en este proceso es la composición química de los sustratos. Por lo cual pudo afectar la variación de la composición química de la materia seca de los pastos obtenida en los diferentes niveles de salinidad.

Los resultados obtenidos a las 24 h, 48 h y 72 h indican, que la salinidad no influyó significativamente sobre la población de bacterias totales en ambos pastos, las cuales registraron a 24 h ($10.31 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$ - $10.51 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$), a 48 h ($10.22 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$ - $10.43 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$) y a 72 h ($10.20 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$ - $10.37 \times 10^{10} \text{ mL}^{-1}$). Estos resultados son superiores a los obtenidos por Kara *et al.* (2016) a 24 h de incubación, quienes reportaron una población total de bacterias totales de $2.52 \times 10^8 \text{ mL}$ para *Medicago sativa*, $2.96 \times 10^8 \text{ mL}$ para *Atriplex patula* y $2.45 \times 10^8 \text{ mL}$ para *Plantago lanceolata* crecidas en suelo salino.

La población de bacterias celulolíticas no fue afectada por la salinidad, en ambos pastos. Sin embargo, se registró diferencia estadística en la población de bacterias celulolíticas entre pastos, ya que se registró mayor población de bacterias celulolíticas en pasto Cayman, con un intervalo de ($9.64 \times 10^6 \text{ mL}^{-1}$ - $11.28 \times 10^6 \text{ mL}^{-1}$) que en pasto Cobra ($8.48 \times 10^6 \text{ mL}^{-1}$ - $9.44 \times 10^6 \text{ mL}^{-1}$) debido a la mayor proporción de FDN que se determinó en el pasto Cayman.

De acuerdo a Attia-Ismail (2015), cuando los animales son alimentados con plantas crecidas en condiciones de salinidad o consumen agua salina la fermentación ruminal puede sufrir cambios. Los cambios que ocurren involucran primeramente a los microorganismos y por consiguiente a los productos de la fermentación. La tolerancia de los animales a la salinidad varía de acuerdo a su especie, edad, necesidad de agua y condiciones fisiológicas.

Tabla XXIII. Población de bacterias ruminales a diferentes tiempos de incubación.

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Bacterias totales (10 ¹⁰ mL ⁻¹)					Bacterias celulolíticas (10 ⁶ mL ⁻¹)
		6 h ¹	12 h ²	24 h ³	48 h ⁴	72 h ⁵	72 h ⁶
Cayman A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴ , A ⁵ , A ⁶	0	10.04 ^{b/7*}	10.50 ^{a/8}	10.36 ^{a/9}	10.35 ^{a/10}	10.20 ^{a/11}	11.28 ^{a/12}
	2	10.05 ^{b*}	10.36 ^{ab}	10.36 ^a	10.43 ^a	10.31 ^a	10.00 ^a
	4	10.17 ^{ab}	10.16 ^{c*}	10.43 ^a	10.29 ^a	10.24 ^a	9.64 ^a
	6	10.24 ^a	10.29 ^{bc*}	10.40 ^a	10.40 ^a	10.32 ^a	11.05 ^a
	10	10.29 ^a	10.30 ^{bc*}	10.31 ^a	10.34 ^a	10.27 ^a	11.05 ^a
EEM		0.04 x 10 ¹⁰	0.03 x 10 ¹⁰	0.05 x 10 ¹⁰	0.05 x 10 ¹⁰	0.04 x 10 ¹⁰	0.50 x 10 ⁶
Cobra A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴ , A ⁵ , B ^{6*}	0	10.60 ^a	10.52 ^a	10.51 ^a	10.37 ^a	10.37 ^a	9.44 ^a
	2	10.13 ^{b*}	10.27 ^a	10.36 ^a	10.38 ^a	10.37 ^a	8.61 ^a
	4	10.27 ^{ab}	10.42 ^a	10.32 ^a	10.22 ^a	10.20 ^a	8.48 ^a
	6	10.23 ^{ab}	10.36 ^a	10.37 ^a	10.22 ^a	10.20 ^a	8.87 ^a
	10	10.06 ^{b*}	10.38 ^a	10.31 ^a	10.39 ^a	10.20 ^a	9.22 ^a
EEM		0.09 x 10 ¹⁰	0.08 x 10 ¹⁰	0.06 x 10 ¹⁰	0.04 x 10 ¹⁰	0.06 x 10 ¹⁰	0.50 x 10 ⁶

EEM: Error estándar de la media; A,B: Comparación de medias entre pastos para la población de bacterias totales: ¹6 h de incubación, ²12 h de incubación, ³24 h de incubación, ⁴48 h de incubación, ⁵72 h de incubación y ⁶Población de bacterias celulolíticas; a,b,c: Comparación de medias entre niveles salinos para la población de bacterias totales: ⁷6 h incubación, ⁸12 h de incubación, ⁹24 h de incubación, ¹⁰48 h de incubación, ¹¹72 h de incubación y ¹²Población de bacterias celulolíticas; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes;*: significancia estadística (Tukey $\alpha=0.05$).

De acuerdo a Preeti *et al.* (2018), cantidades de 500 mg L⁻¹ de STD en agua para consumo del ganado reduce el consumo de alimento y consecuentemente el rendimiento productivo del animal. A cantidades que exceden > 1500 mg L⁻¹ de STD causan efecto laxante, incrementan la tasa de pasaje de la ingesta y se reduce la utilización de nutrientes. Otros estudios reportan que a cantidades mayores de 4000 mg L⁻¹ decreció el consumo del alimento debido a la gran cantidad de sal en el agua (Masters *et al.* 2006). Valores mayores de 7000 mg L⁻¹ de STD pueden causar desordenes metabólicos y consecuentemente problemas de rendimiento, sin embargo, investigadores como Rosa *et al.* (2019) reportan hasta 8326 mg L⁻¹ de STD sin alteración metabólica.

El efecto de la salinidad en la microbiota y parámetros de fermentación ruminal depende de la tolerancia de los microorganismos ruminales a la salinidad y a la capacidad amortiguadora del rumen. Se determinó la población de bacterias celulolíticas en el fluido ruminal de vacas Holstein a las que se le suministró agua salina y se obtuvieron valores de 20.5 x 10⁶ mL, 31.9 x 10⁶ mL y 14.5 x 10⁶ mL a 1000 mg L⁻¹, 5000 mg L⁻¹ y 10,000 mg L⁻¹ de STD, sin cambios estadísticos lo que puede constatar la capacidad amortiguadora del rumen (Valtorta *et al.* 2008).

6.13 Población de protozoarios

La población de protozoarios ruminales no presentó diferencias estadísticas (P = 0.05) entre los niveles de salinidad para los pastos Cayman y Cobra. Además, los dos pastos presentaron valores estadísticamente similares de población de este tipo de microorganismos.

De acuerdo a la Tabla (XXIV), para ambos pastos la mayor población de protozoarios se obtuvo a 12 h con un intervalo de (4.54 x 10⁶ mL - 7.32 x 10⁶ mL) y la menor población a 72 h con un intervalo de (0 x 10⁶ mL - 4.49 x 10⁶ mL). Investigaciones realizadas por Kara *et al.* (2016) a tres especies crecidas en suelo salino reportan 4.29 x 10⁵ mL para *Medicago sativa*, 4.30 x 10⁵ mL para *Atriplex patula* y 4.26 x 10⁵ mL para *Plantago lanceolata*, valores ligeramente inferiores a los obtenidos en este estudio.

Tabla XXIV. Población de protozoarios a diferentes tiempos de incubación.

Pasto	CE (dS m ⁻¹)	Protozoarios (10 ⁶ mL ⁻¹)					
		6 h ¹	12 h ²	24 h ³	48 h ⁴	72 h ⁵	
Cayman	0	4.41 ^{a/6}	6.68 ^{a/7}	6.43 ^{a/8}	6.63 ^{a/9}	4.29 ^{a/10}	
	2	6.68 ^a	7.25 ^a	6.68 ^a	4.29 ^a	2.14 ^a	
	4	4.41 ^a	7.19 ^a	6.63 ^a	4.29 ^a	2.14 ^a	
	A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴ , A ⁵	6	6.96 ^a	6.89 ^a	6.63 ^a	2.14 ^a	0.00 ^a
		10	4.41 ^a	6.56 ^a	6.56 ^a	4.41 ^a	2.14 ^a
EEM		1.71 x 10 ⁶	0.15 x 10 ⁶	0.15 x 10 ⁶	1.93 x 10 ⁶	1.92 x 10 ⁶	
Cobra	0	6.68 ^a	6.93 ^a	6.63 ^a	6.56 ^a	4.29 ^a	
	2	4.41 ^a	4.54 ^a	6.81 ^a	6.56 ^a	4.49 ^a	
	4	6.56 ^a	6.68 ^a	4.29 ^a	4.29 ^a	2.27 ^a	
	A ¹ , A ² , A ³ , A ⁴ , A ⁵	6	6.68 ^a	7.32 ^a	4.29 ^a	6.56 ^a	2.27 ^a
		10	4.54 ^a	6.89 ^a	6.43 ^a	4.29 ^a	2.14 ^a
EEM		1.42 x 10 ⁶	1.02 x 10 ⁶	1.36 x 10 ⁶	1.36 x 10 ⁶	2.22 x 10 ⁶	

EEM: Error estándar de la media; A: Comparación de medias entre pastos para la población de protozoarios: ¹6 h de incubación, ²12 h de incubación, ³24 h de incubación, ⁴48 h de incubación y ⁵72 h de incubación; a: Comparación de medias entre niveles salinos para la población de protozoarios: ⁶6 h de incubación, ⁷12 h de incubación, ⁸24 h de incubación, ⁹48 h de incubación y ¹⁰72 h de incubación; Medias con la misma letra en la misma columna no son estadísticamente diferentes (Tukey $\alpha=0.05$).

Son escasos los estudios realizados del efecto de la salinidad sobre los protozoarios del rumen. Estudio realizado por Valtorta *et al.* (2008) indican que la salinidad del agua para consumo de vacas Holstein no afectó la población de protozoarios, ya que se registraron 9.3×10^3 mL, 13.8×10^3 mL y 12.9×10^3 mL a 1000 mg L^{-1} , 5000 mg L^{-1} y $10,000 \text{ mg L}^{-1}$ de STD, respectivamente.

Lo anterior, se debe a la capacidad amortiguadora del rumen para evitar cambios de pH que pueden afectar a la población de protozoarios. En esta investigación no hubo cambios de pH por el efecto de la salinidad, por lo tanto, se mantuvieron las condiciones favorables para la actividad y crecimiento de los microorganismos ruminales.

Además, los iones Na^+ y Cl^- , forman parte de los principales minerales requeridos por los microorganismos del rumen para poder llevar a cabo sus procesos metabólicos (Salamanca 2010). A nivel celular estos iones, son electrolitos que participan en el transporte activo de solutos entre los líquidos internos y el ambiente externo para mantener la presión osmótica de la célula, por lo tanto, son de importancia para los microorganismos (Bustamante-Cuba 2013).

Los procesos fisiológicos funcionan dentro de un estrecho margen de condiciones, por lo tanto, los cambios en el equilibrio iónico tienen gran influencia sobre el funcionamiento celular, por lo que el animal debe regular los ingresos y salidas de iones para mantener la homeostasis (McDonald *et al.* 2002). Si se acumula un exceso de sodio en suero sanguíneo como reportan Rosa *et al.* (2019), de 132 mmol L^{-1} a $135.7 \text{ mmol L}^{-1}$ a CE de 1 dS m^{-1} y 13 dS m^{-1} por el consumo de agua con elevada salinidad, los rumiantes incrementan el consumo de agua, frecuencia de orina y defecación para eliminar el exceso de sales.

Los valores registrados en esta investigación de las poblaciones de protozoarios ruminales, en los diferentes niveles de salinidad (0 dS m^{-1} - 10 dS m^{-1}), es consecuencia del complejo sistema ruminal y se encuentran dentro de la población óptima para una adecuada fermentación ruminal.

7. CONCLUSIONES

El estrés inducido por la sal NaCl afectó la emergencia y fases subsecuentes del crecimiento, lo que resultó en decrecimiento de la producción de biomasa en ambos pastos. De acuerdo a los resultados obtenidos, el pasto Cobra tiene un umbral de tolerancia de 10 dS m⁻¹; al rebasar este umbral, la disminución del porcentaje de materia seca es de 70 %. Por su parte, en el pasto Cayman este umbral de tolerancia se determinó en 6 dS m⁻¹, después de este nivel, el porcentaje de materia seca disminuyó 80 %. Por lo tanto, el pasto Cobra puede considerarse como moderadamente tolerante a la sal NaCl y el pasto Cayman como moderadamente sensible.

La salinidad inducida por NaCl produjo en los pastos Cayman y Cobra disminución del porcentaje de proteína cruda; a una CE de 10 dS m⁻¹ la reducción fue mayor del 8%. La salinidad produjo variación diferencial entre variedades de pasto en el porcentaje de ceniza, extracto etéreo, FDN, FDA, producción de acetato y población de bacterias ruminales, tal variación evidencia una alteración de la composición química del forraje. Sin embargo, el estrés salino no afectó el pH, la degradabilidad de la materia seca, la concentración de butirato, propionato, población de bacterias celulolíticas, población de protozoarios y la producción de CH₄ y CO₂.

En lo fundamental, el pasto Cobra presentó las mejores características como forraje alternativo para suelos de salinidad moderada (< 10 dS m⁻¹) en el valle costero de Oaxaca.

8. RECOMENDACIONES

Se sugiere realizar estudios en parcelas prototipo de los pastos Cayman y Cobra en suelos con problemas de sales para validar los resultados obtenidos en esta investigación, así como realizar ensayos *in vivo* con rumiantes para evaluar los parámetros productivos y ruminales por consumo de pastos crecidas en condiciones salinas.

Se sugiere dar a conocer los resultados de la presente investigación mediante publicaciones de divulgación científica a los productores pecuarios de la región Costa de Oaxaca, a fin de que tengan información de pastos tolerantes a suelos salinos.

9. LITERATURA CITADA

- Abdelhamid-Magdi, T., S. H. Sadak-Mervat, R. S. Schmidhalter & A. M. El-saady. 2013. Interactive effects of salinity stress and nicotinamide on physiological and biochemical parameters on faba bean plant. *Acta Biológica Colombiana* 18(3):499-510.
- Aiazzi, M. T., P. Carpane & C. Deza. 2005. Efecto de la salinidad, sobre el crecimiento de plantas de *Atriplex cordobensis* Gandoger et Stuckert originadas de semillas de distintas procedencias. *Multequina* 14:39-46.
- Al-Dakheel, J. A., M. Iftikhar-Hussain & A. M. Abdul-Rahman. 2015. Impact of irrigation water salinity on agronomical and quality attributes of *Cenchrus ciliaris* L. accessions. *Agricultural Water Management* 159:148-154.
- Amador-Alfárez, K. A., J. Díaz-González, S. Loza-Cornejo & E. Y. Bivián-Castro. 2013. Efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal sobre la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos especies de *Ferocactus* (Cactaceae). *Polibotánica* 35:109-131.
- AOAC. 1997. Official methods of analysis (16th ed). Association of Official Analytical Chemists. Arlington, Virginia, USA. Vol. 1, 771 pp.
- Araujo-Febres, O. & J. Vergara-López. 2007. Propiedades físicas y químicas del rumen. *Archivos Latinoamericana Producción Animal* 15:133-140.
- Argentel, L., M. González & R. Plana. 2006. Efecto de altas concentraciones salinas sobre la germinación y el crecimiento del trigo (*Triticum aestivum*) variedad Cuba c-204. *Cultivos Tropicales* 27(3):45-48.
- Arjomandfar, M., M. J. Zamiri, E. Rowghani, M. Khorvash & Gh. Ghorbani. 2010. Effects of water desalination on milk production and several blood constituents of Holstein cows in a hot arid climate. *Iranian Journal of Veterinary Research* 11(3):233-238.
- Attia-Ismail, S. A. 2015. Rumen physiology under high salt stress. Pp:348-357 In: El Shaer and Squires, editors. *Halophytic and Salt Tolerant Feedstuffs: Impacts on Nutrition, Physiology and Reproduction of Livestock*.
- Ayala-Flores, G., L. Taquichiri-Fernández & D. Núñez-Yupanqui. 2009. Recuperación de suelos salinos mediante el cultivo del q'awchi. Secretaría Departamental de Recursos Naturales y Medio Ambiente. Bolivia, 36 pp.
- Barkla, B. J., R. Vera-Estrella, E. Balderas & O. Pantoja. 2007. Mecanismos de tolerancia a la salinidad en plantas. *Biotechnología* 24:263-272.
- Bazzigalupi, O., S. M. Pistorale & A. N. Andrés. 2008. Tolerancia a la salinidad durante la germinación de semillas provenientes de poblaciones naturalizadas de agropiro alargado (*Thinopyrum ponticum*). *Ciencia e Investigación Agraria* 35(3):277-285.
- Ben-Ghedalia, D., R. Solomon, J. Miron, E. Yosef, Z. Zomberg, E. Zukerman, A. Greeberg & T. Kipnis. 2001. Effect of water salinity on the composition and *in vitro* digestibility of winter-annual Ryegrass grown in the Arava desert. *Animal Feed Science and Technology* 91:139-147.

- Bernal-Flores, A., R. Ruiz-Ramón, V. H. Velázquez-Ramos, E. A. Pizarro & A. Nicolayevsky. 2015. Pasto Cayman un híbrido tolerante a suelos saturados para zonas tropicales. *Ganadero* 15(4):98-105.
- Bochi-Brum, O., M. D. Carro, C. Valdés, J. S. González & S. López. 1999. Digestibilidad *in vitro* de forrajes y concentrados: Efecto de la ración de los animales donantes de líquido ruminal. *Archivo de Zootecnia* 48:51-61.
- Boga, M., S. Yurtseven, U. Kilic, S. Aydemir & T. Polat. 2014. Determination of nutrient contents and *in vitro* gas production values of some legume forages grown in the Harran Plain Saline Soils. *Asian Australas. Journal Animal Science* 27(6):825-831.
- Bonilla-Cárdenas, J. A. & C. Lemus-Flores. 2012. Emisión de metano entérico por rumiantes y su contribución al calentamiento global y al cambio climático. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias* 3(2):215-246.
- Borrajo, C. I. & S. I. Alonso. 2015. Tasa de aparición de hojas y macollos en *Thinopyrum ponticum*, efecto del ambiente y el material genético. 38º Congreso de la Asociación Argentina de Producción Animal 35:184.
- Bustamante, C. G. & P. G. Cuba. 2013. Electrolitos. *Revista de Actualización Clínica* 39: 2017-2022.
- Cabrera-Núñez, A., P. Rojas-Mencio, I. Daniel-Rentería, A. Serrano-Solís & M. López-Ortega. 2007. Influencia de la suplementación sobre la ganancia de peso y calidad de la canal en borregos Dorper/khatadin. *Revista UDO Agrícola* 7(1):245-251.
- Can-Chulim, A., L. G. Ramírez-Guerrero, H. M. Ortega-Escobar, E. Cruz-Crespo, D. Flores-Román, E. I. Sánchez-Bernal & A. Madueño-Molina. 2014. Germinación y crecimiento de plántulas de *Phaseolus vulgaris* L. en condiciones de salinidad. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 5(5):753-763.
- Carmona-Agudelo, J. C. 2007. Efecto de la utilización de arbóreas y arbustivas forrajeras sobre la dinámica digestiva en bovinos. *Revista Lasallista de Investigación* 4(1):40-50.
- Carranza, C., O. Lancho, D. Miranda & B. Chaves. 2009. Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L.) 'Batavia' cultivada en un suelo salino de la Sabana de Bogotá. *Agronomía colombiana* 27(1):41-48.
- Casierra-Posada, F., G. Eberf & P. Lüdders. 2000. Efecto de la salinidad por cloruro de sodio sobre el balance de nutrientes en plantas de lulo (*Solanum quitoense* L.). *Agronomía Colombiana* 17:85-90.
- Cisneros-Saguilán, P., J. A. Saltijeral & S. Vásquez-Agustín. 2003. La sustentabilidad de la ganadería bovina en la costa de Oaxaca. Instituto de capacitación y productividad para el trabajo del Estado de Oaxaca, 6 pp.
- Cobos, P. M. & M. T. Yokoyama. 1995. *Clostridium paraputrificum* var. *Ruminantium*: colonization and degradation of shrimp carapaces *in vitro* observed by scanning electron microscopy. Pp:151-161 In: Rumen Ecology Research Planning. Proc. of Workshop held at International Livestock Research Institute. Addis Abeba, Etiopía. Nairobi, Kenya.
- Cobos-Peralta, M. A., K. R. Curzaynz-Leyva, M. I. Rivas-Martínez, E. A. Santillán-Gómez & J. R. Bárcena. 2018. Efecto *in vitro* de dietas para corderos más un suplemento de granos

- secos de destilería en la fermentación ruminal y emisiones de gases. *Agrociencia* 52(2):203-215.
- Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). 2014. Programa de medidas preventivas y de mitigación de la sequía. Consejo de Cuenca Costa de Oaxaca. 1 a. versión. 69 pp.
- Cruz-López, P. I., A. Hernández-Garay, J. F. Enríquez-Quiroz, S. I. Mendoza-Pedroza, A. R. Quero-Carrillo & B. M. Joaquín-Torres. 2011. Desempeño agronómico de genotipos de *Brachiaria humidicola* (rendle) schweickt en el trópico húmedo de México. *Revista Fitotecnia México* 34(2):123-131.
- Cruz-Tejeda, J. M., J. V. Ray-Ramírez, J. L. Ledea-Rodríguez & R. C. Arias-Pérez. 2017. Establecimiento de nuevas variedades de *Cenchrus purpureus* en un ecosistema frágil del Valle del Cauto, Granma. *Revista Producción Animal* 29(3):29-35.
- Dai, J., D. R. Huf & M. J. Schlossberg. 2009. Salinity effects on seed germination and vegetative growth of greens-type *Poa annua* relative to other cool-season Turfgrass species. *Crop Science* 49:696-703.
- Díaz-Reyes, A., J. Galindo-Blanco, R. Bocourt-Salabarría, M. Laurencio-Silva & M. Pérez-Quintana. 2008. Los microorganismos del rumen y su papel en la fisiología digestiva del rumiante, 25 pp.
- El Shaer, H. M. 2010. Halophytes and salt-tolerant plants as potential forage for ruminants in the Near East región. *Small Ruminant Research* 9:3-12.
- Elfeel, A. A. & A. A. Bakhashwain. 2012. Salinity effects on growth attributes mineral uptake, forage quality and tannin contents of *Acacia saligna* (Labill.) H. Wendl. *Research Journal of Environmental and Earth Science* 4(11):990-995.
- Enríquez-Carrillo, E., M. A. Parra-Galindo & F. Ramírez-Moreno. 2011. Producción y valor nutritivo de forraje de *Atriplex* en un suelo salino. *BIOTecnia* 13(2):29-34.
- Faría-Marmol, J. 2006. Manejo de pastos y forrajes en la ganadería de doble propósito. p 1-9, In: X seminario Manejo y utilización de pastos y forrajes en sistemas de producción animal. Maracaibo, Venezuela.
- Fernández-Martínez, S. I. 2010. Análisis espacial geo estadístico para caracterizar la salinidad de los suelos del ex lago de Texcoco, México. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, México.
- Ferreira, S. J., M. V. Cornacchione, X. Liu & D. L. Suarez. 2015. Nutrient composition, forage parameters, and antioxidant capacity of alfalfa (*Medicago sativa* L.) in response to saline irrigation water. *Agriculture* 5:577-597.
- Flowers, T. J., P. M. Gaur, C. L. Gowda, L. Krishnamurthy, S. Samineni, K. H. Siddique & T. D. Colmer. 2010. Salt sensitivity in chickpea. *Plant, Cell Environment* 33(4):490-509.
- Fuentes, L., Y. Pérez, A. Domínguez, A. R. Mesa & S. González. 2008. Influencia del NaCl en indicadores bioquímicos evaluados en callos de *Stylosanthes guianensis* CIAT-184. *Pastos y Forrajes* 31(1):35-46.
- Garay-Martínez, J. R., S. Joaquín-Cancino, B. Estrada-Drouaillet, J. C. Martínez-González, B. M. Joaquín-Torres, A. G. Limas-Martínez & J. Hernández-Melédez. 2018. Acumulación

- de forraje de pasto buffel e híbridos de *Urochloa* a diferente edad de rebrote. *Ecosistema y Recursos Agropecuarios* 5(15):573-581.
- Glover, D. E., G. A. Kielly, P. G. Jefferson & R. Cohen. 2004. Agronomic characteristics and nutritive value of 11 grasses grown with irrigation on a saline soil in southwestern Saskatchewan. *Canadian Journal of Plant Science* 84:1037-1050.
- González, L. M. 2001. Apuntes sobre la fisiología de las plantas cultivadas bajo estrés de salinidad. *Cultivos Tropicales* 23(4):47-57.
- González-Romero, S. L., A. R. Quero-Carrillo, O. Franco-Mora, C. Ramírez-Ayala, H. M. Ortega-Escobar & C. Trejo-López. 2011. Tolerancia a la salinidad del pasto Banderita (*Bouteloua curtipendula*) en la etapa de germinación en dos regímenes de temperaturas. *Ciencias Naturales y Agropecuarias* 17(3):277-285.
- Goykovic-Cortés, V. & G. Saavedra del Real. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del tomate y prácticas agronómicas de su manejo. *IDESIA* 25(3):47-58.
- Guerra-Narváez, C. A. 2016. Efecto de la edad de corte en la productividad de los pastos Mulato II (*Brachiaria* híbrido cv. CIAT 360S7), Cayman (*Brachiaria* híbrido cv. CIAT BR 02/1752) y Tobiata (*Panicum maximum*) en Zamorano, Honduras. Proyecto especial. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano Honduras 26 pp.
- Guevara, E. & O. Guenni. 2013. Densidad y longitud de raíces en plantas de *Leucaena leucocephala* (Lam) De Wit. *Multiciencias* 13(4):372-380.
- Gutiérrez-Borroto, O. 2015. La fisiología digestiva del rumiante, objeto de investigación en el Instituto de Ciencia Animal durante cincuenta años. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 49(2):179-188.
- Harrigan, W. F. & E. M. McCance. 1979. Métodos de laboratorio en Microbiología de alimentos y productos lácteos. Ed. Academia. León, España, 361-366 pp.
- Jauregui, C. G., M. A. Ruiz & R. D. Ernst. 2017. Tolerancia a la salinidad en plántulas de agropiro criollo (*Elymus scabrifolius*) y agropiro alargado (*Thinopyron ponticum*). *Pastos y Forrajes* 40(1):29-36.
- Kaplan, M., M. Baser, H. Kale, H. A. Irik, I. Ulger & A. Unlukara. 2017. Change in yield and chemical composition of tall fescue (*Festuca arundinacea* schreb.) plants under salt stress. *Turkish Journal of Field Crops* 22(2):204-210.
- Kara, K., E. Aktug & S. Ozkaya. 2016. Ruminal digestibility, microbial count, volatile fatty acids and gas kinetics of alternative forage sources for arid and semi-arid areas as *in vitro*. *Italian Journal of Animal Science* 15(4):673-680.
- Kosová, K., I. T. Prášil & P. Vítámvás. 2013. Protein contribution to plant salinity response and tolerance acquisition. *International Journal of Molecular Sciences* 14:6757-6789.
- Krause, K. M. & G. R. Oetzel. 2006. Understanding and preventing subacute ruminal acidosis in dairy herds: A review. *Animal Feed Science and Technology* 126:215-236.
- Kumar, A., S. Agarwal, P. Kumar & A. Singh. 2010. Effects of salinity on leaf grain protein in some genotypes of oat (*Avena sativa* L.). *Recent Research in Science and Technology* 2(6):85-87.

- Lamz-Piedra, A. & M. C. González-Cepero. 2013. La salinidad como problema en la agricultura: la mejora vegetal una solución inmediata. *Cultivos Tropicales* 34(4):31-42.
- Lastiri-Hernández, M. A., D. Álvarez-Bernal, L. H. Soria-Martínez, S. Ochoa-Estrada & G. Cruz-Cárdenas. 2017. Efecto de la salinidad en la germinación y emergencia de siete especies forrajeras. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 8(6):1245-1257.
- Layne-Garsaball, J. A., J. R. Méndez & J. Mayz-Figueroa. 2007. Efecto de la salinidad del suelo sobre la germinación de semillas de maíz de diferentes pesos en el oriente venezolano. *Temas Agrarios* 12(2):62-73.
- Layne-Garsaball, J. A., J. R. Méndez-Natera & J. Mayz-Figueroa. 2008. Efecto de la salinidad y del tamaño de la semilla sobre la germinación y crecimiento de plántulas de maíz (*Zea mays* L.) bajo condiciones de laboratorio. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* 11(1):17-25.
- Ley de Coss, A., C. Guerra-Medina, O. Montañez-Valdez, F. Guevara, R. Pinto & J. Reyes-Gutiérrez. 2018. Producción *in vitro* de gas metano por gramíneas forrajeras tropicales. *Revista MVZ Córdoba* 23(3):6788-6798.
- Luna-Flores, W., H. Estrada-Medina, J. J Jiménez-Osornio & L. L Pinzón-López. 2012. Efecto del estrés hídrico sobre el crecimiento y eficiencia del uso del agua en plántulas de tres especies arbóreas caducifolias. *Terra Latinoamericana* 30(4):343-353.
- Maas, E. V. & G. J. Hoffman. 1977. Crop salt tolerance current assessment. *Journal of the Irrigation and Drainage Division* 103:115-134.
- Manzano-Banda, J. I., P. Rivera-Ortiz, F. Briones-Encinia & C. Zamora-Tovar. 2014. Rehabilitación de suelos salino-sódicos: estudio de caso en el distrito de riego 086, Jiménez, Tamaulipas, México. *Terra Latinoamericana* 32(3):211-219.
- Marín-Gómez, A. 2013. Estimación del inventario de emisiones de metano entérico de ganado lechero en el departamento de Antioquía, Colombia. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Colombia, Colombia.
- Martínez-Rodríguez, D. A. & O. J. Oliver-Espinosa. 2016. Alcalosis metabólica hipoclorémica o alcalosis de iones fuertes: una revisión. *Revista Medicina Veterinaria* 32:131-141.
- Martínez-Villavicencio, N., C.V. López-Alonzo, M. Basurto-Sotelo & R. Pérez-Leal. 2011. Efectos por salinidad en el desarrollo vegetativo. *Tecnociencia* 5(3):156-161.
- Masters, D., N. Edwards, M. Sillence, A. Avery, D. Revell, M. Friend, P. Sanford, G. Saul, C. Beverly & J. Young. 2006. The role of livestock in the management of dryland salinity. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 46:733-741.
- Masters, D. G., S. E. Benes & H. C. Norman. 2007. Biosaline agriculture for forage and livestock production. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 119:234-248.
- McDonald, P., R. A. Edwards, J. F. Greenhalgh & C. A. Morgan. 2002. Nutrición animal. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza España. Sexta edición 91-120 pp.
- Mejía, H. J., K. Nájera-Aparicio, R. D. Rubí & C. N. Ramírez. 2018. Efecto de la fertilización sobre el pasto *Brachiaria híbrido* CV CIAT BR02/1794 como medida de mitigación ante el cambio climático. *Revista Iberoamericana de Bioeconomía y Cambio Climático* 4(7):816-823.

- Mellenberger, R. W., L. D. Satter, L. A. Millett & A. J. Baker. 1970. An *in vitro* technique for estimating digestibility of treated and untreated wood. *Journal Animal Science* 30: 1005-1011.
- Mena-Urbina, M. A., A. Hernández-Garay, J. F. Enríquez-Quiroz, J. Pérez-Pérez, J. L. Zaragoza-Ramírez, M. E. Velasco-Zebadua & J. Avellaneda Cevallos. 2007. Efecto de asignaciones de forraje, en pastoreo, sobre pasto insurgente y producción de vaquillas en el trópico húmedo. *Agrociencia* 41(1):1-12.
- Mesa, D. 2003. Obtención de plantas resistentes a la salinidad para los suelos salinos cubanos. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 37(3):217-226.
- Moreno, F. P. 2009. Respuesta de las plantas al estrés por déficit hídrico. *Agronomía Colombia* 27(2):179-19.
- Moreno-Casasola, P., H. López-Rosas, D. Infante-Mata, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, N. Rodríguez-Revelo, V. E. Espejel-González, L. Martínez & R. Monroy. 2013. Diagnóstico de las dunas costeras de México. Secretaría de medio ambiente y recursos naturales, 243-253 pp.
- Müller-Queiroz, H., L. Sodek & C. R. Baptista-Haddad. 2012. Effect of salt on the growth and metabolism of *Glycine max*. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 55(6):809-817.
- Munns, R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytologist* 167: 645-663.
- Munns, R. & M. Tester. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology* 59:651-681.
- Muñoz-González, J. C., M. Huerta-Bravo, A. Lara-Bueno, R. Rangel-Santos & J. L. de la Rosa Arana. 2016. Producción y calidad nutrimental de forrajes en condiciones del Trópico Húmedo de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 16:3315-3327.
- Muñoz-Hernández, N. E. 2017. Emergencia y crecimiento inicial de plántulas de dos especies forestales a diferentes concentraciones NaCl. Tesis de licenciatura. Universidad del Mar. Oaxaca, México.
- Nájera-Garduño, A. L., R. Piedra-Matías, B. Albarrán-Portillo & A. García-Martínez. 2016. Cambios en la ganadería doble propósito en el trópico seco del Estado de México. *Agrociencia* 50(6):701-710.
- Nicolayevsky, A., V. H. Velázquez-Ramos, R. Ruíz-Ramón & E. A. Pizarro. 2015. Un nuevo híbrido de alta productividad y digestibilidad (CIAT BR02/1794 cv. COBRA) para zonas tropicales. *Revista Cebú* 1:1-6.
- Ortega-Aguirre, C. A., C. Lemus-Flores, J. O. Bugarín-Prado, G. Alejo-Santiago, A. Ramos-Quirarte, O. Grageola-Núñez & J. Bonilla-Cárdenas. 2015. Características agronómicas, composición bromatológica, digestibilidad y consumo animal en cuatro especies de pastos de los géneros *Brachiaria* y *Panicum*. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 18(3):291-301.

- Parés, J., M. Arizaleta, M. E. Sanabria & G. García. 2008. Efecto de los niveles de salinidad sobre la densidad estomática, índice estomático y el grosor foliar en plantas de *Carica papaya* L. Acta Botánica Venezolana 31(1):27-34.
- Partida-Ruvalcaba, L., T. Velázquez-Alcaraz, B. Acosta-Villegas & C. E. Angulo-Gaxiola. 2006. Extractos vegetales y su efecto en la conductividad eléctrica de dos suelos salinos y de soluciones. Terra Latinoamericana 24(1):83-89.
- Pelliza, A., L. Borrelli & G. Bonvissuto. 2005. El pasto Salado (*Distichlis spp.*) en la patagonia: una forrajera adaptada a la aridez y a la salinidad. Revista Científica Agropecuaria 9(2):119-131.
- Pérez-Gil Romo, F., Ma. E. Carranco-Jáuregui, Ma. C. Calvo-Carrillo, L. Solano & T. Martínez-Iturbe. 2014. Caracterización química de panojas y vainas con semillas nativas del estado de Guerrero, México, para uso en la alimentación animal. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias 5(3):307-319.
- Petropoulos, S. A., E. Levizou, G. Ntatsi, A. Fernandes, K. Petrotos, K. Akoumianakis, L. Barros & I. Ferreira. 2017. Salinity effect on nutritional value, chemical composition and bioactive compounds content of *Cichorium spinosum* L. Food Chemistry 214: 129-136.
- Pizarro, A. E. 2013. Un nuevo híbrido para el mundo tropical - *Brachiaria* híbrida cv. CIAT BR02/1752 "Cayman". Nota técnica (10-enero-2018) disponible en <http://www.pasturasdeamerica.com/articulos-interes/notas-tecnicas/brachiaria-hibrida-cayman/>.
- Porta, C. J., R. López & C. Roquero. 2003. Edafología. Para la Agricultura y Medio Ambiente. Editorial Mundi Prensa. Barcelona, España, 849 pp.
- Preeti, N. K., S. S. Kundu & A. Sharma. 2018. Effect of saline water on rumen fermentation and serum profile in Murrah male calves. Indian Journal of Animal Research 52(1):65-71.
- Pritchard, J. 1994. The control of cell expansion in roots. New Phytologist 68(127):3-26.
- Ramírez-Alaluna, P. M. 2016. Condiciones de salinidad y recuperación de los suelos de la cancha pública de golf "San Bartolo Lima". Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú.
- Ramírez-Suárez, W. M & L. A. Hernández-Olivera. 2016. Tolerancia a la salinidad en especies cespitosas. Pastos y Forrajes 39(4):235-245.
- Ramos, J. C., M. G. Perreta, J. C. Tivano & A. C. Vegetti. 2004. Variaciones anatómicas en la raíz de *Pappophorum philippianum* inducidas por salinidad. Revista Internacional de Botánica Experimental 103-109.
- Relling, A. E. & G. A. Mattioli. 2003. Fisiología digestiva y metabólica de los rumiantes Editorial EDULP, 72 pp.
- Reyes, Y., L. M. Mazorra & M. Núñez. 2008. Aspectos fisiológicos y bioquímicos de la tolerancia del arroz al estrés salino y su relación con los brasinoesteroides. Cultivos Tropicales 29(4):67-75.
- Reyes-Pérez, J. J., B. Murillo-Amador, A. Nieto-Garibay, E. Troyo-Diéguéz, I. M. Reynaldo-Escobar, E. O. Rueda-Puente & J. L. García-Hernández. 2013. Tolerancia a la salinidad

- en variedades de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) en las etapas de germinación, emergencia y crecimiento inicial. *Universidad y Ciencia* 29(2):101-112.
- Richards, L. A., L. E. Alisson, J. W. Brown, H. E. Hayward, L. Bernstein, M. Fireman, G. A. Pearson, L. V. Wilcox, C. A. Bower, J. T. Hatcger & R. C. Reeve. 1985. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Departamento de Agricultura en los Estados Unidos de América. Sexta Edición Limusa, 172 pp.
- Rivera-González, M., M. Palomo-Rodríguez, G. Delgado-Ramírez, J. Estrada- Avalos & J. A. Muñoz-Villalobos. 2014. Evaluación de la tolerancia a salinidad y sodicidad de cuatro especies de pasto, en un suelo salino sódico de un bosque urbano. *Agrofaz* 14(2):79-82.
- Robinson, P. H., S. R. Grattan, G. Getachew, C. M. Grieve, J. A. Poss, D. L. Suarez & S. E. Benes. 2004. Biomass accumulation and potential nutritive value of some forages irrigated with saline-sodic drainage water. *Animal Feed Science and Technology* 111:175-189.
- Rodríguez, R., A. Sosa & Y. Rodríguez. 2007. La síntesis de proteína microbiana en el rumen y su importancia para los rumiantes. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 41(4):303-311.
- Rodríguez-Moreno, V., J. Ruíz-Corral, J. Padilla-Ramírez, M. Silva-Serna & M. Marin. 2016. Mapeo espacial de la salinidad del suelo a través de sensores remotos. Estudio de caso norte de Tamaulipas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 13: 2577-2587.
- Rodríguez-Pérez, L. 2006. Implicaciones fisiológicas de la osmorregulación en plantas. *Agronomía Colombiana* 24(1):28-37.
- Rojas-García, A. R., N. Torres-Salado, M. Maldonado-Peralta, P. Sánchez-Santillán, A. García-Balbuena, S. I. Mendoza-Pedroza, P. Álvarez-Vázquez, J. Herrera-Pérez & A. Hernández-Garay. 2018. Curva de crecimiento y calidad del pasto Cobra (*Brachiaria* híbrido BR02/1794) a dos intensidades de corte. *Agroproductividad* 11(5):34-38.
- Rompani, J. M. 2016. Efecto del estrés salino en el contenido y la composición de las pectinas y en el contenido de fibra detergente neutro de la pared celular de tallos de *Lotus tenuis*. Trabajo Final de Ingeniería en Producción Agropecuaria. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Católica Argentina.
- Rosa, P. R., G. L. Araujo, S. N. Turco, S. A. Moraes, J. N. Alves, G. C. Gois, R. D. Santos & F. S. Campos. 2019. Ingestive behavior and physiological parameters of sindhi heifers receiving saline water. *Journal of Agricultural Science* 11(4):381-394.
- Ros-Berruezo, G., C. Martínez-Gracia & J. A Valencia-Arques. 2011. Biodisponibilidad de los ácidos grasos de cadena corta: Mecanismos de absorción. *Anales* 24(1):125-134.
- Rotger-Cerda, A. 2004. Fermentación ruminal, degradación proteica y sincronización energía-proteína en terneras en cebo intensivo. Tesis Doctoral, Universidad Autónoma de Barcelona.
- Ruiz, M. B & C. A. Parera. 2013. Efecto del estrés hídrico y salino sobre la germinación de *Atriplex nummularia* (Chenopodiaceae). *Acta Biológica Colombiana* 18(1):99-106.

- Ruiz-Cerda, E., R. A. Aldaco-Nuncio, J. A. Montemayor-Trejo, M. Fortis-Hernández, J. Olague-Ramirez & J. Villagómez-Gamboa. 2007. Aprovechamiento y mejoramiento de un suelo salino mediante el cultivo de pastos forrajeros. *Técnica Pecuaria en México* 45(1):19-24.
- Ruiz-Posada, R. 2011. Comparación de dos métodos *in vitro* para estimar la digestibilidad de pastos tropicales en rumiantes. *Revista CITECSA* 2(2):13-25.
- Ruiz-Ramírez, S., A. Valdés-Oyervides, F. Facio-Parra & L. Arce-González. 2012. Efecto de diferentes niveles de salinidad en la germinación y vigor de semillas de cinco gramíneas forrajeras. *Agraria* 9(1):7-13.
- Salamanca, A. 2010. Suplementación de minerales en la producción bovina. *Revista Electrónica de Veterinaria* 11(9):1695-7504.
- Salomón, J. & A. Samudio. 2015. Efecto del estrés salino en la germinación y vigor de semillas de *Panicum maximum* Jacq. variedades Tanzania y Mombasa. *Compendio de Ciencias Veterinaria* 5(2):23-31.
- Sam, O. 2007. Influencia de la salinidad en las radículas de plántulas de arroz (*Oryza sativa*). *Cultivos Tropicales* 28(1):25-28.
- Sánchez-Bernal, E. I. 2003. Emergencia de brotes de tubérculos y acumulación de biomasa de plantas de papa (*Solanum tuberosum* L.) cv. Alpha, en condiciones de estrés inducido por diversas soluciones salinas. Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.
- Sánchez-Bernal, E. & M. Ortega-Escobar. 2011. Emergencia de brotes de tubérculos de papa en condiciones salinas. *Terra Latinoamericana* 29(2):153-160.
- Sánchez-Bernal, E., M. Camacho-Escobar, A. Rodríguez-León & M. Ortega-Escobar. 2012a. Characterization of soils affected by salts in irrigation district 110 "Rio Verde", Oaxaca, México. *African Journal of Agricultural Research* 7(6):943-957.
- Sánchez-Bernal, E. I., H. M. Ortega-Escobar, G. T. Sandoval-Orozco, R. A. Hernández-Viruel & S. Estrada-Vázquez. 2012b. Lavado de sales en suelo aluviales costeros de Oaxaca, México, con aguas residuales municipales tratadas. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental* 28(4):343-360.
- Sánchez-Bernal, E. I., M. A. Camacho-Escobar, A. Rodríguez-León & H. M. Ortega-Escobar. 2013. Physiological behavior of potato cv. Tolloacan at diverse types of salinity. *Journal of Plant Studies* 2(1):120-134.
- Sánchez-Bernal, E. I., G. Sandoval-Orozco, M. A. Camacho-Escobar, F. Valdez-Martínez, A. Rodríguez-León & H. M. Ortega-Escobar. 2014. Calidad hidrogeoquímica de las aguas del río Copalita, Oaxaca, México. *Revista Internacional de Ciencia y Sociedad* 1(2):25-42.
- Sánchez-Bernal, E. I., H. M. Ortega-Escobar, E. S. Leal-Pérez, A. Can-Chulim, V. Ortega-Baranda, M. A. Camacho-Escobar & O. R. Mancilla-Villa. 2019. Interannual salinity in a coastal lagoon of Oaxaca, México: Effects on growth of black mangrove. *Transylvanian Review* 27(36):9240-9256.

- Sánchez-López, D. B., J. V. Pérez-Pazos & H. A. David-Hinestroza. 2016. Efecto de las PGPB sobre el crecimiento *Pennisetum clandestinum* bajo condiciones de estrés salino. *Revista Colombiana Biotecnológica* 18(1):65-72.
- Sánchez-Santillán, P. & M. A. Cobos-Peralta. 2016. Producción *in vitro* de ácidos grasos volátiles de bacterias celulolíticas reactivadas y bacterias ruminales totales en sustratos celulósicos. *Agrociencia* 50(5):565-574.
- Santacoloma-Varón, L. E. 2011. Las dietas en las emisiones de metano durante el proceso de rumia en sistemas de producción bovina. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental* 2(1):55-64.
- Santamaría-César, J., U. Figueroa-Viramontes & Ma. del C. Medina-Morales. 2004. Productividad de la alfalfa en condiciones de salinidad en el distrito de riego 017, Comarca Lagunera. *Terra Latinoamericana* 22(3):343-349.
- Saroff, C., H. Pagliaricci & V. Ferreira. 2003. Efecto de la defoliación sobre la dinámica del crecimiento de triticale. *Agricultura Técnica* 63(3): 266-276.
- Segura, S. F., R. F. Echeverri, A. L. Patiño & A. G. Mejía. 2007. Descripción y discusión acerca de los métodos de análisis de fibra y del valor nutricional de forrajes y alimentos para animales. *Vitae* 14(1):72-81.
- Serrano-Altamirano, V., M. M. Silva-Serna, M. A. Cano-García, G. Medina-García & A. Ruiz-Corral. 2005. Estadísticas climatológicas básicas del Estado de Oaxaca (Periodo 1961-2003). INIFAP-SAGARPA. Libro técnico N. 4 Oaxaca, México, 272 pp.
- Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2016. Producción ganadera por distrito, disponible en <https://www.gob.mx/siap/>.
- Sosa, A., J. Galindo & R. Bocourt. 2007. Metanogénesis ruminal: aspectos generales y manipulación para su control. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 41(2):105-114.
- Sotelo, M. A., M. C. Contreras, M. E. Norabuena, S. R. Castañeda, M. V. Heurck & L. Bullón. 2016. Digestibilidad y energía digestible de cinco leguminosas forrajeras tropicales. *Revista Sociedad Química* 82(3):306-314.
- Stavridou, E., A. Hastings, R. J. Webster & P. H. Robson. 2017. The impact of soil salinity on the yield, composition and physiology of the bioenergy grass *Miscanthus x giganteus*. *Global Change Biology Bioenergy* 9:92-104.
- Steel, G. D. & J. H. Torrie. 1988. *Bioestadística: Principios*. McGraw Hill. México, 622 pp.
- Steiner, A. A. 1984. The universal nutrient solution. International Society for Soilless Culture. Sixth International Congress on Soilless Culture, Wageningen, 633-650 pp.
- Strogonov, B. P. 1964. Physiological basis of salt tolerance of plants (As affected by various types of salinity). Academic of Sciences URSS/Israel Program for Scientific Tranlations. Jerusalem, Israel, 256 pp.
- Szabolcs, I. 1989. Soil and water salinization and desertification. Research Institute for Soil Science and Agricultural Chemistry of the Hungarian Academy of Science, Budapest (Ungary), 85-94 pp.

- Taleisnik, E., G. Peyrano & C. Arias. 1997. Response of *Chloris gayana* cultivars to salinity. Germination and early vegetative growth. *Tropical Grasslands* 31:232-240.
- Tilley, J. M. & R. A. Terry. 1963. A two stage technique for the *in vitro* digestion of forage crops. *Journal of the British Grassland Society* 18:104-111.
- Uzun, S., O. Uzun, M. Kaplan & A. I. Ilbas. 2013. Response of bitter vetch lines to salt stress. *Bulgarian Journal of Agricultural Science* 19(5):1061-1067.
- Valtorta, E. S., M. R. Gallardo, O. A. Sbodio, G. R. Revelli, C. Arakaki, P. E. Leva, M. Gaggiotti & E. J. Tercero. 2008. Water salinity effects on performance and rumen parameters of lactating grazing Holstein cows. *International Journal of Biometeorology* 52:239-247.
- Van Soest, P. J., J. B. Robertson & B. A. Lewis. 1991. Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in ration to animal nutrition. *Journal of Dairy Science* 74(10):3583-3597.
- Van-Lier, E. & M. Regueiro. 2008. Digestión en retículo-rumen. Departamento de Producción Animal y Pasturas, Universidad de la República de Uruguay, 28 pp.
- Vargas, J., E. Cárdenas, M. Pabón & J. Carulla. 2012. Emisión de metano entérico en rumiantes en pastoreo. *Archivos de Zootecnia* 61(R):51-66.
- Villa-Castorena, M., E. A. Catalán-Valencia, M. A. Inzunza-Ibarra & A. L. Ulery. 2006. Absorción y traslocación de sodio y cloro en plantas de chile fertilizadas con nitrógeno y crecidas con estrés salino. *Revista Fitotecnia México* 29(1):79-88.
- Vinazco, J. & J. H. Osorio. 2010. El metabolismo lipídico bovino y su relación con la dieta, condición corporal, estado productivo y patologías asociadas. *Biosalud* 9(2):56-66.
- Worku-Daba, A., A. Sarwar-Qureshi & B. Nekir-Nisaren. 2019. Evaluation of some Rhodes grass (*Chloris gayana*) genotypes for their salt tolerance, biomass yield and nutrient composition. *Applied Sciences* 9(143):1-12.
- Yang, T., D. M. Law & P. J. Davies. 1993. Magnitude and kinetics of stem elongation induced by exogenous indole-3-acetic acid in intact light grown pea seedlings. *Plant Physiology* 102:707-724.
- Yapu, G. & W. Yapu. 2014. Efecto de la salinidad sobre el rendimiento de tres variedades de cebada forrajera. Instituto de Investigación y Extensión Agrícola (IINEA) 1:1-8.
- Zavaleta de Lucio, E. 1976. Los ácidos grasos volátiles, fuente de energía en los rumiantes. Departamento de Nutrición y Bioquímica, Universidad Nacional Autónoma de México, 223-240 pp.