PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA ARGENTINA

Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias

Ingeniería Agronómica

Efecto del sitio de crecimiento en el valor nutritivo de *Distichlis laxiflora* creciendo en un bajo salino y en un bajo dulce en la Cuenca del Salado en primavera

Trabajo final de graduación para optar por el título de:
Ingeniera Agrónoma

Autor: María Belén Dick Labrune

Tutor:
Dra María Elena Vago
Dra Paula Virginia Fernández
Dr. Oscar A. Ruiz

Fecha de defensa:

RESUMEN

En la Argentina, en la provincia de Buenos Aires, existe una extensa planicie que alberga el 50% del stock de bovinos de cría siendo su principal oferta forrajera los pastizales naturales. Para su manejo se los suele dividir en cuatro zonas o grandes comunidades siendo las más marginales los llamados bajos salinos y bajos dulces en donde se presentan estreses por salinidad, sequía e inundación. La agricultura de las mejores áreas está promoviendo el corrimiento de la ganadería a estas zonas con limitaciones productivas. Existen especies que poseen adaptaciones para crecer en estos ambientes marginales entre las que se destaca *Distichlis laxiflora*, comúnmente denominada "pelo de chancho" como a otros miembros del género *Distichlis sp.* Es una especie nativa americana, perenne, rizomatosa de mecanismo fotosintético C4, halófita que puede crecer en ambientes bajos salinos o dulces constituyendo una interesante fuente forrajera en estas áreas marginales. Debido a ello, el objetivo de este trabajo fue el de analizar si se producían cambios en el aporte nutritivo de *Distichlis laxiflora* creciendo en un bajo salino o en un bajo dulce durante la primavera. Para ello, se evaluaron los parámetros de materia seca (MS), fibra detergente neutro (FDN) y ácido (FDA), contenido de hemicelulosas, lignina y digestibilidad *in vitro* de la materia seca (DivMS) en plantas obtenidas de cada ambiente. De acuerdo con los resultados encontrados se observó que las plantas de *D. laxiflora* del bajo salino presentaron una menor producción de MS pero con mejor calidad nutricional debido a un menor contenido de FDN y FDA respecto a las del bajo dulce. No se encontraron diferencias significativas entre las plantas en ambos sitios de crecimiento respecto al contenido de hemicelulosas, lignina y *DivMS* (solamente mayor tendencia en el ambiente salino) ($p>0,05$). Se debería seguir profundizando en el estudio de las paredes celulares de esta especie para observar a qué se deben las diferencias encontradas en los análisis de fibra y también, si bien no se encontraron diferencias respecto a la digestibilidad *in vitro* el contenido de FDN y FDA estarían prediciendo mayores consumos y digestibilidad de las plantas que crecieron en el bajo salino

PALABRAS CLAVE

Distichlis laxiflora– Bajo Salino – Bajo dulce – FDN – FDA

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN 4
Cuenca del Salado 4
***Distichlis sp.* - "Pelo de Chancho"** 6
Importancia de la salinidad. 8
¿Qué es la salinidad? ¿Cómo se genera? 9
¿Cómo afecta a las plantas? 9
Halófitas versus glicófitas 10
Mecanismos de tolerancia 11
Calidad forrajera 12
OBJETIVOS 16
MATERIALES Y MÉTODOS 17
RESULTADOS 21
DISCUSIÓN 23
CONCLUSIONES 26
BIBLIOGRAFÍA 27
ANEXO 32

INTRODUCCIÓN

Cuenca del Salado

La Provincia de Buenos Aires se divide en regiones dentro de las cuales se encuentra la Pampa Inundable o Pampa Deprimida, cuya extensión es de 10 millones de hectáreas (Arias, 2018; Otondo, 2011). A su vez, esta subregión se divide en dos áreas: la Región de Laprida y la Depresión o Cuenca del Salado (Otondo, 2011). Esta última es una extensa planicie que cuenta con 5,8 millones de hectáreas (Sala, Deregibus, et al., 1981; Sala, Soriano, et al., 1981).

Esta región comúnmente llamada "Cuenca del Salado" posee el 50% del stock ganadero de la provincia, por lo que es la zona de cría más importante del país (Ministerio de Agroindustria, 2015). En el año 2018 se contabilizaron un total de 8.681.493 animales representando el 16% del total a nivel nacional (SENASA, 2018). Además, cuenta con los índices de procreo y de destete más altos del país; esto destaca su impacto sobre la producción de carne bovina en Argentina. En el año 2017, en la zona de la Cuenca del Salado, se obtuvo un 69% de destete, mientras que el promedio nacional fue del 60% (Maresca, 2017).

La agricultura se ve fuertemente limitada en esta zona debido a las características topográficas (relieve prácticamente plano) y edafológicas (predominancia de suelos salinos y alcalinos) (Rodríguez & Jacobo, 2012). Esto determina que el 80% de la superficie no se cultive; en consecuencia, se mantiene la vegetación natural o levemente modificada (Rodríguez & Jacobo, 2012; Sala, et al., 1981). El área que es cultivada (20%) ocupa los ambientes altos de mayor calidad; por ende, desplaza a la ganadería hacia los ambientes bajos (Otondo, 2011).

El manejo de los rodeos se determina por la curva de producción de las pasturas (Otondo, 2011), la cual presenta su mayor tasa en la primavera y principios del verano (Rodríguez & Jacobo, 2012). Este período acumula alrededor del 60-70% de la producción total del año. Habitualmente el déficit de forraje más marcado se produce durante el invierno. Es por esto que el servicio de vacas se realiza durante la época de mayor producción de forraje, mientras que las pariciones se concentran en el invierno y primavera, y los destetes en el otoño siguiente. La carga animal promedio históricamente ha sido de 0,6-0,7 equivalentes vaca/ha/año, pero durante la última década se registró un sustancial aumento de la carga animal (Otondo, 2011). Este incremento se debió a dos factores: la gran expansión de la agricultura en la región, la cual redujo la superficie de la actividad ganadera y la desplazó a zonas marginales; y al lento pero sostenido crecimiento del stock ganadero luego del 2008 (Maresca, 2017).

El clima en la zona de la Cuenca del Salado es templado y húmedo (Rodríguez & Jacobo, 2012) con precipitaciones anuales entre 850-1050 mm (Colombet, 2017) con mayor preponderancia durante la primavera y menor en el invierno (Lovisolo, 2011). En cuanto a los suelos, el 60% tiene régimen ácuico y se encuentra influenciado por procesos de hidro y halomorfismo (Otondo, 2011). Debido al relieve con escasa o nula pendiente, al régimen hídrico y al drenaje deficiente causado por la estructura y textura que presentan los suelos, esta subregión padece frecuentes y predecibles anegamientos (Rodríguez & Jacobo, 2012).

El pastizal de la Cuenca del Salado es un recurso forrajero muy preciado por su capacidad de uso pastoril. Su estructura presenta tanto especies de

mecanismo fotosintético C3 como C4, lo que permite una distribución de la producción tanto espacial como temporal. Así, este pastizal presenta una gran heterogeneidad florística a través del paisaje, la cual fue analizada por varios estudios, en los que se relacionaron las comunidades vegetales, la topografía y los suelos (Colombet, 2017).

De esta manera, se definieron cuatro grandes comunidades o unidades según su posición topográfica y la influencia del hidro o halomorfismo en el suelo. Éstas fueron denominadas: loma, media loma, bajo dulce y bajo salino (Pérez et al., 2007). Estas comunidades no se encuentran fragmentadas, sino que se distribuyen en el espacio formando un mosaico que, al contar con múltiples diseños y proporciones, dan características distintivas a los diversos paisajes de la región (Batista & León, 1992).

En las zonas de loma y media loma predominan las especies C3 de producción otoño-invierno-primaveral (OIP), mientras que en los bajos prevalecen las especies C4, las cuales presentan una producción primavera-estivo-otoñal (PEO) (Otondo, 2011). En cuanto a la calidad forrajera, se puede mencionar que la digestibilidad en la loma es del 60-70%, en media loma y bajo dulce es del 60-65% (vegetación sin encañar ni seca), y en el bajo salino no supera el 45% (Rodríguez & Jacobo, 2012).

Descripción de las zonas:

Loma o pradera de mesófitas: corresponde a las zonas más altas (Pérez et al., 2007) y los suelos que se encuentran son Hapludoles o Argiudoles (Rodríguez & Jacobo, 2012). Los suelos son profundos y tiene un buen drenaje por lo que no presentan problemas de anegamiento (Pérez et al., 2007). Estos ambientes son aptos para agricultura, verdeos o la inclusión de pasturas implantadas. Los pastizales naturales que se encuentran son de alta productividad y excelente calidad forrajera (Rodríguez & Jacobo, 2012) y su producción puede alcanzar los 5.000-7.000 kg materia seca (MS)/ha/año (Pérez et al., 2007). Las especies predominantes son: *Lolium multiflorum*, *Paspalum dilatatum*, *Bromus unioloides*, *B. catharticus*, *Bothriochloa laguroides*, *Setaria geniculata*, *Briza subaristata*, *Trifolium repens*, y especies de los géneros *Nassella sp.* y *Piptochaetium sp* (Rodríguez y Jacobo, 2012; Roitman y Preliasco, 2012).

Media loma o pradera húmeda de mesófitas: se caracteriza por los suelos Natracuoles (menos desarrollados), con un horizonte superficial de 15-20 cm y buen contenido de materia orgánica. El horizonte subsuperficial posee un alto contenido de arcillas, es prácticamente impermeable y puede manifestar alcalinidad y/o un contenido de sales mayor. Durante el invierno y principios de primavera, es común la ocurrencia de anegamientos o de saturación hídrica del suelo (Rodríguez & Jacobo, 2012). Cuenta con especies de buen valor forrajero (Rodríguez & Jacobo, 2012) y una producción de 5.000 kg MS/ha/año (Pérez et al., 2007). En esta zona se encuentran especies como *Lolium multiflorum*, *Bromus mollis*, *Sporobolus indicus*, *Chaetotropis elongata*, *Nassella papposa*, *Panicum milioide*, *Paspalum dilatatum*, *Stenotaphrum secundatum*, *Lotus tenuis, L. corniculatus,* entre otras (Rodríguez y Jacobo, 2012; Roitman y Preliasco, 2012). Cabe mencionar que la loma y media loma comparten varias especies en sus comunidades.

Bajo dulce o pradera de hidrófitas: los suelos característicos son Argiacuoles o Argialboles (Rodríguez & Jacobo, 2012); por su drenaje deficiente determinan ambientes con anegamientos frecuentes, pero no presentan alcalinidad ni salinidad notable. Su productividad es alta, de 4.500-6.600 kg MS/ha/año (Pérez

et al., 2007), y con buena calidad forrajera, aunque en el invierno prácticamente no presenta oferta de forraje (Rodríguez & Jacobo, 2012). Las especies presentes en esta comunidad son: *Paspalidium paludivagum*, *Echinochloa helodes*, *Leersia hexandra*, *Glyceria multiflora*, *Phalaris angusta*, *Vicia sp.*, *Distichlis sp*., *Melilotus officinalis*, *Lotus tenuis*, entre otras (Rodríguez y Jacobo, 2012; Roitman y Preliasco, 2012).

Bajo salino o estepa de halófitas: los Natracualfes son el tipo de suelos que dominan estas comunidades; el horizonte superficial es delgado y con bajo contenido de materia orgánica. Son sensibles al pisoteo (Rodríguez & Jacobo, 2012) y presentan drenaje deficiente y baja retención hídrica, lo que genera una alternancia de inundaciones y déficits hídricos (Colombet, 2017). La principal característica de estos ambientes son las severas condiciones de alcalinidad y/o salinidad (Pérez et al., 2007) lo que determina una fuerte limitación para la vegetación que puede crecer y desarrollarse (Batista & León, 1992). Bajo estas condiciones, son dominantes especies halófitas de baja tasa de crecimiento, digestibilidad y escaso valor forrajero como *Distichlis spicata*, *D. scoparia* (Otondo, 2011) y *D. laxiflora*. Otras especies que se pueden encontrar son: *Sporobolus pyramidatus, S. indicus, Paspalum vaginatum, Chloris berroi, Hordeum stenostachys* y *Diplachne uninervia* (Arias, 2018). La producción máxima es de 2.500 kg MS/ha/año (Pérez et al., 2007).

La importancia de esta última comunidad radica en que representan el 25-30% de la superficie de la Cuenca del Salado, lo que equivale a 1.800.000 a 2.000.000 de hectáreas (Pérez et al., 2007).

Distichlis sp. - "Pelo de Chancho"

Distichlis sp., conocida vulgarmente como "pelo de chancho" o "pasto salado" (Aschenbach, 2006). Pertenece al género *Distichlis* (Poáceas), el cual se caracteriza por encontrarse en áreas con suelos salinos y alcalinos (Brizuela et al., 1990), comúnmente en regiones áridas y semiáridas y también en áreas bajas inundables con pulsos de inundación y sequía con concentración de sales (Pessarakli & Marcum, 2013). Las especies pertenecientes a este género muestran diversas estructuras morfo-anatómicas que les permiten adaptarse a condiciones muy desfavorables, lo que les posibilita crecer donde otras plantas no son capaces (Pelliza et al., 2005). Gracias a estas adaptaciones funcionales, *Distichlis sp.* es definida por Hansen et al. (1976) como una especie pionera en la sucesión ecológica.

Esta planta nativa americana, se encuentra en zonas del oeste de Estados Unidos, en las costas de los Emiratos Árabes, en diferentes países de África y en el centro y sur de América (Pessarakli & Marcum, 2013). En Argentina está ampliamente distribuida en la Pampa Deprimida (Brizuela et al., 1990), en particular en los ambientes halomórficos (Arias, 2018).

El "pelo de chancho" puede habitar en suelos que presenten una concentración de sales muy baja hasta en aquellos con una conductividad eléctrica de 100 dS/m (Escobar Hernández et al., 2006). Esta gran variabilidad se debe a que dentro de esta especie se encuentran diversos genotipos, los cuales se diferencian, entre otros aspectos, en su nivel de tolerancia a la salinidad. Esto le permite a *Distichlis. sp.* adaptarse a ambientes muy variados. De esta manera, se hallan genotipos cuyo crecimiento óptimo se encuentra en 20-30 dS/m (Al-Dakheel et al., 2007; Bustan et al., 2005; Sargeant et al., 2006), mientras otros tienen su óptimo en 10

dS/m, aunque pueden mantener su crecimiento hasta con 57 dS/m (Aschenbach, 2006). En cuanto al pH, esta planta crece en un rango de 6,8 a 9,6 (Hansen et al., 1976). En el estudio llevado a cabo por Escobar Hernández et al. (2006), se concluyó que las características del suelo con mayor incidencia en la presencia de *Distichlis* son la conductividad eléctrica, la saturación y el punto de marchitez permanente. No se ha encontrado relación entre la presencia de comunidades de *Distichlis sp.* y la textura del suelo (Hansen et al., 1976).

Distichlis sp. es un forraje con alto contenido de fibra, bajo porcentaje de proteína y alto nivel de minerales, por lo que es definida como una forrajera fibrosa con baja digestibilidad (Escobar Hernández et al., 2006). En cuanto a la producción, su mayor tasa de crecimiento ocurre durante el verano, aunque se mantiene productiva a lo largo de todo el año (Brizuela et al., 1990). Algunos autores afirman que el ganado rara vez consume el "pelo de chancho", o que lo rechaza sistemáticamente. Por esa razón, se ha considerado que posee bajo valor forrajero; pero, a pesar de esto, Brizuela et al. (1990) observaron que en la Cuenca del Salado durante el verano y el invierno, *Distichlis sp.* formaba una parte importante de la dieta del ganado. Otra característica de este pasto es su alta resistencia al pisoteo y al pastoreo continuo (Escobar Hernández et al., 2005).

Esta especie crece y se propaga principalmente por medio de rizomas (Escobar Hernández et al., 2006), los cuales le confieren diferentes capacidades adaptativas. En primer lugar, el "pelo de chancho" posee, gracias a estas estructuras, la habilidad de colonizar fácilmente el suelo contiguo y establecerse en sitios hostiles para otras especies. Esta ventaja competitiva se da gracias a las características que presentan sus rizomas. Los mismos son fuertes, profundos, puntiagudos y afilados, con gran cantidad de células cerca de las puntas que poseen un elevado contenido de sílice (Hansen et al., 1976). Además, por medio de estas estructuras logra transportar aire, agua y nutrientes a los nuevos macollos o plantas que crecen en sectores de condiciones menos favorables (Sargeant, 2009). Asimismo, los rizomas mejoran la percolación y la estructura del suelo (Escobar Hernández et al., 2006). Esto fue evaluado por Sargeant et al. (2008), obteniendo mejoras en la estabilidad de los agregados en los primeros 10 cm del suelo, y en la conductividad hidráulica en los primeros 60 cm.

Otras estructuras adaptativas que posee *Distichlis sp.* son: estomas protegidos por protrusiones de las células oclusivas y por papilas, lo que le permite controlar la evapotranspiración; tricomas bicelulares (micropelos) que participan en la regulación osmótica; y vía fotosintética C4 (Pelliza et al., 2005). Al mismo tiempo, disponen de una red de aerénquima que faculta a la planta a realizar el intercambio gaseoso a través del sistema radicular, lo cual a su vez le otorga la capacidad de crecer en suelos anegados (Sargeant, 2009).

En cuanto a los mecanismos de tolerancia a la salinidad, *Distichlis sp.* presenta varios de los explicados por Munns & Tester (2008). Diversos autores resaltan como mecanismo principal, la excreción de sodio y cloro a través de glándulas especializadas presentes en la superficie de las hojas (Aschenbach, 2006; Hansen et al., 1976; Marcum, 1999; Marcum et al., 2007; Sargeant, 2009). Éstas presentan dos formas principales: glándulas estrechas similares a tricomas, y glándulas semihundidas. Se ha demostrado que las segundas glándulas citadas muestran una mayor eficiencia en la excreción de sales en comparación con las primeras (Sargeant, 2009). Estas estructuras garantizan que las concentraciones de sales no sean excesivas en los tejidos de la planta, lo que hace que no sean tóxicas (Lymbery et al., 2013; Sargeant, 2009), y también sean más atractivas para el ganado. Gracias a esto se diferencia de otras especies tolerantes a la salinidad

que concentran las sales en las hojas y pueden representar un problema para los animales que las ingieran (Sargeant, 2009).

Otro mecanismo utilizado por esta especie es el ajuste osmótico (Aschenbach, 2006; Hansen et al., 1976; Marcum, 1999; Marcum et al., 2007; Sargeant et al., 2006). Si bien algunos de los autores citados sostienen que éste es un mecanismo fundamental para la tolerancia a la salinidad de *Distichlis*, Marcum et al. (2007) mencionan que este proceso es completo pero mínimo, es decir que no es el de mayor importancia. El ajuste osmótico lo logra gracias a la acción conjunta de las glándulas, la acumulación de iones en vacuolas celulares y la concentración de glicina-betaina en el citosol de las células (Marcum, 1999). Por último, la exclusión de sodio de la parte aérea de la planta es una función necesaria para tolerar la salinidad, y lo logra mediante las glándulas especializadas (Marcum, 1999). Cabe mencionar que, a diferencia de otras especies, la exclusión de iones en las raíces no se encuentra presente en *Distichlis sp.* (Sargeant et al., 2006).

Por otra parte, *Distichlis* presenta diferentes adaptaciones a la salinidad que contrastan con lo que ocurre con las especies sensibles. Por ejemplo, Hansen et al. (1976) indican que las tasas de fotosíntesis y respiración no se ven afectadas significativamente por el aumento en la salinidad. También, contrariamente a lo que sucede en otras plantas, el "pelo de chancho" muestra un mayor crecimiento de las raíces frente a altas concentraciones de sales, haciendo que la relación parte aérea/raíz sea menor (Hansen et al., 1976; Marcum, 1999; Marcum et al., 2007; Parrondo et al., 1978). El incremento en el desarrollo de las raíces está asociado a una mayor superficie de absorción lo cual podría ser una adaptación al estrés por deficiencia de nutrientes generada en condiciones de salinidad (Marcum et al., 2007).

Pessarakli y Marcum (2013) sostienen que el "pelo de chancho" puede ser utilizado: como forraje para el ganado y para la recuperación biológica de los suelos afectados por salinización, en la conservación del suelo al controlar la erosión de éste y también puede emplearse como césped en entornos urbanos y agrícolas a fin de combatir la desertificación. Asimismo, Sargeant (2009) identificó a *Distichlis sp.* como una especie apropiada para la producción de forraje.

Importancia de la salinidad.

La acumulación excesiva de sales en el suelo restringe total o parcialmente la posibilidad de utilizar millones de hectáreas a lo largo y ancho del planeta. Esto representa un problema a nivel mundial ya que el 7% del área terrestre (930 millones de hectáreas) se encuentra afectada por este factor (Munns, 2002; Orosco-Alcalá et al., 2018; Shahid et al., 2018), e impacta seriamente a la productividad agropecuaria y a la sustentabilidad ambiental (El-Haddad & Noaman, 2001; Shahid et al., 2018). Asimismo, la presión para incorporar suelos marginales a la producción y satisfacer así la creciente demanda de alimentos, hace más evidente la extensión y severidad de esta condición (Munns & Gilliham, 2015). Las zonas más perjudicadas son las áridas y semiáridas que presentan una alta evaporación y un drenaje deficiente (El-Haddad & Noaman, 2001; Moyano, 2012; Shahid et al., 2018).

En la Argentina, el exceso de sales y sodio repercute en 85 millones de hectáreas, es decir, el 30% de la superficie total del país (Moyano, 2012). En cuanto a la provincia de Buenos Aires, el 30% del área presenta suelos con procesos de hidrohalomorfismo (Natracuoles, Natracualfes, etc.) (Miaczynski,

1995). Dentro de la región de la Pampa Deprimida, estos suelos representan el 60% de la superficie (Otondo, 2011). La situación manifestada en esta zona es poco común ya que, en regiones húmedas o subhúmedas del mundo, no se encuentran tantos suelos con estas características (Miaczynski, 1995).

¿Qué es la salinidad? ¿Cómo se genera?

La salinidad es una condición del suelo que se caracteriza por una elevada concentración de sales solubles en el complejo de intercambio (Moyano, 2012; Munns & Tester, 2008). A un suelo se lo clasifica como salino cuando posee una conductividad eléctrica (CE) igual o mayor a 4 dS/m. La CE es el equivalente a la concentración de sales en un suelo saturado o en una solución hidropónica (Munns & Tester, 2008); es decir, correlaciona las sales disueltas en la solución del suelo con la humedad de saturación (Escobar Hernández et al., 2006).

La acumulación de sales puede deberse tanto a causas naturales como antropogénicas (Shahid et al., 2018). Dentro de las naturales se pueden mencionar la elevada evapotranspiración (El-Haddad & Noaman, 2001), el ascenso capilar de agua subterránea (Munns & Gilliham, 2015; Otondo, 2011) y el escurrimiento superficial (Moyano, 2012). Estos procesos son a su vez influenciados por la combinación del clima de la región (Otondo, 2011) y de diferentes variables del suelo, como la humedad, la textura, el pH, la profundidad (Escobar Hernández et al., 2006), la geomorfología, la hidrología y las características de la napa freática (Otondo, 2011), entre otros. En cuanto a la salinización provocada por el hombre, las principales razones son el riego con agua salobre (Carretero Montero, 2002; El-Haddad & Noaman, 2001; Munns & Gilliham, 2015) y el indebido manejo de los suelos (Orosco-Alcalá et al., 2018; Shahid et al., 2018). En el caso de la Pampa Deprimida, el 90% de los casos de salinidad están relacionados con el fenómeno del ascenso de las aguas subterráneas (Otondo, 2011).

¿Cómo afecta a las plantas?

Ante la presencia de suelos salinos, el crecimiento y el rendimiento de muchas especies vegetales se ven limitados o incluso inhibidos completamente (Aschenbach, 2006; Chávez-García & Siebe, 2019; El-Haddad & Noaman, 2001; Munns & Gilliham, 2015). Esto es consecuencia tanto de los efectos sobre la fisiología de la planta, como de las repercusiones en las características físicas del suelo (Aschenbach, 2006; Chávez-García & Siebe, 2019). El exceso de sodio intercambiable favorece la desintegración de los agregados, lo que conduce a la disminución de la aireación y la conductividad hidráulica, dado el menor número de microporos. A su vez, estas variables repercuten en la evaporación y la permeabilidad del suelo (Chávez-García & Siebe, 2019; Parra Boronat, 2012). En cuanto a las plantas, la salinidad afecta su crecimiento a causa del estrés osmótico y la toxicidad iónica (Aschenbach, 2006; Chávez-García & Siebe, 2019; Maricle & Maricle, 2018; Munns & Tester, 2008).

El estrés osmótico es producto de la diferencia entre los potenciales osmóticos del suelo y de las raíces. Cuando hay una gran cantidad de sales en la solución del suelo, el potencial osmótico de éste se vuelve más negativo, lo cual dificulta la absorción de agua y de nutrientes a la planta, ya que posee un potencial menos negativo (Maricle & Maricle, 2018). Esto conduce a un déficit hídrico y a un desbalance nutricional (Aschenbach, 2006; Parrondo et al., 1978; Sargeant, 2009) como consecuencia de la incapacidad de tomarlos del suelo.

Munns & Tester (2008) indican que la reducción en el crecimiento de las plantas causada por la salinidad ocurre en dos fases: la primera, fase osmótica, donde la alta concentración de sales en la zona radicular tiene un efecto inmediato sobre la planta; la segunda, fase iónica, presenta una respuesta lenta, producto de la acumulación de sodio en las hojas.

En la fase osmótica, la tasa de crecimiento de los tallos cae rápida y significativamente como consecuencia del desbalance osmótico entre la planta y el suelo (Munns & Tester, 2008). Esto se manifiesta en la inhibición de la expansión de las hojas jóvenes, en la lenta aparición de nuevas hojas, y en los brotes laterales que se desarrollan lentamente (Munns, 2002; Munns & Tester, 2008). Al mismo tiempo, la conductancia estomática se reduce (Maricle et al., 2007; Maricle & Maricle, 2018; Munns & Tester, 2008) puesto que los estomas son sensibles a cambios en el potencial hídrico del suelo, fenómeno que acontece durante una sequía o un exceso de sales (Maricle et al., 2007). Maricle & Maricle (2018) mencionan que el cierre de los estomas no siempre afecta la fotosíntesis ya que hay especies que poseen mecanismos que les permiten adaptarse a esta situación.

La fase iónica se caracteriza por la acumulación de sales lo largo del tiempo, lo que desemboca en un efecto tóxico perjudicial para las funciones vitales de la planta (Munns & Tester, 2008; Sargeant, 2009). Las sales se concentran en las hojas viejas las que, por la alta concentración de sodio o por la baja tolerancia a la acumulación de este catión, mueren. Si la tasa de senescencia de las hojas maduras es mayor a la tasa de aparición y desarrollo de nuevas hojas, la capacidad fotosintética de la planta se ve comprometida. Esto conduce a una menor producción de hidratos de carbono que son elementales para el crecimiento de las plantas (Munns & Tester, 2008).

Es importante conocer cuál de estas dos fases está ejerciendo un efecto negativo sobre el crecimiento para así, poder comprender cómo actúan los mecanismos fisiológicos responsables de conferir tolerancia a la salinidad en las distintas especies (Munns & Tester, 2008).

Halófitas versus glicófitas

Según su comportamiento frente a la salinidad, las plantas se clasifican en halófitas o glicófitas. Si bien se las divide en estos dos grandes grupos, la variación en la respuesta a la alta concentración de sales es amplia: desde glicófitas muy sensibles que no toleran siquiera concentraciones muy bajas de sales, hasta halófitas que solo sobreviven en ambientes de alta salinidad (Carretero Montero, 2002).

Las glicófitas son plantas que no logran sobrevivir en suelos salinos (Aschenbach, 2006; Orosco-Alcalá et al., 2018; Sargeant, 2009), es decir, no se adaptan a esa condición. De todas maneras, las glicófitas presentan una concentración umbral de sales que depende de cada especie; por encima de ese umbral, las plantas comienzan a presentar los signos que se expusieron anteriormente (Parra Boronat, 2012; Sargeant, 2009). Una característica de este grupo es que en sus hojas el nivel de sodio es menor que el que se encuentra en la solución del suelo (Orosco-Alcalá et al., 2018). La mayoría de los cultivos y pasturas pertenecen a este grupo, y normalmente presentan un límite de tolerancia entre 1-10 dS/m de conductividad eléctrica (Sargeant, 2009).

Las halófitas, por otro lado, son plantas que tienen una alta tolerancia a la salinidad y pueden exhibir una considerable producción en ambientes salinos en

los que otras especies no sobrevivirían (Munns & Tester, 2008; Orosco-Alcalá et al., 2018; Parra Boronat, 2012; Sargeant, 2009). Muchas especies pertenecientes a este conjunto manifiestan su crecimiento óptimo entre 100 y 200 mM de NaCl en solución (Sargeant, 2009). Sin embargo, hay plantas que superan estos valores. Las halófitas presentan diferentes mecanismos de tolerancia a la salinidad entre los que se encuentran la exclusión de sodio en las raíces y la acumulación de sustancias activas en el citoplasma o en las vacuolas de las células para mantener una presión osmótica elevada (Orosco-Alcalá et al., 2018; Pearlstein et al., 2012). Munns & Tester (2008) encontraron que las enzimas presentes en estas plantas no son más tolerantes a la salinidad que las halladas en las glicófitas. Esto sugiere que la compartimentalización de las sales es un mecanismo esencial para estas especies más que la tolerancia de las enzimas como se pensaba.

Dentro de las halófitas se pueden hallar mecanismos de tolerancia variados. Por ejemplo, en las dicotiledóneas, el ajuste osmótico ocurre por la acumulación de sales en una gran vacuola central. Por otro lado, las monocotiledóneas poseen vacuolas más pequeñas en las que se acumulan compuestos orgánicos, como azúcares y aminoácidos, en lugar de sales (Pearlstein et al., 2012).

Mecanismos de tolerancia

La tolerancia a la salinidad se define como el grado de ajuste del potencial osmótico por parte de la planta sacrificando mínimamente su crecimiento, o como la capacidad que presenta una planta de soportar los efectos de una alta concentración de sales en la zona radicular (Carretero Montero, 2002). Según Maricle et al. (2007), la tolerancia se debe a adaptaciones biofísicas, morfológicas y bioquímicas en las plantas. Pero la respuesta a la salinidad puede verse afectada por factores medioambientales como la humedad, la temperatura, la irradiancia y los niveles de nitrógeno en el suelo, entre otros (Kemp & Cunningham, 1981). Debido a que el cloruro de sodio (NaCl) es la sal más soluble y es la que se encuentra con mayor frecuencia en el suelo; los mecanismos que desarrollaron las plantas para tolerar la salinidad se basan principalmente en regular la acumulación de este compuesto (Munns & Tester, 2008).

Los mecanismos de tolerancia empleados por las plantas se reúnen en dos categorías principales, los cuales están asociados a las fases en que la salinidad afecta al crecimiento mencionadas previamente (Munns & Tester, 2008). El primer grupo engloba aquellos mecanismos que minimizan la entrada de sales a la planta, evitando así la pérdida de agua y disminuyendo los efectos de la fase osmótica. En cuanto al segundo grupo, el objetivo de estos mecanismos es evadir el efecto tóxico por la acumulación de los iones, es decir, se reducen las reacciones adversas provocadas por la fase iónica (Carretero Montero, 2002; Munns, 2002; Munns & Tester, 2008). Si bien la mayoría de los mecanismos están asociados principalmente al sodio (Na^+), se pueden mencionar otros no relacionados con ese ion, como por ejemplo la acumulación de potasio en el citoplasma de las células y la tolerancia al ion cloro (Cl^-) (Munns & Tester, 2008).

El estrés osmótico generado durante la fase uno se manifiesta en la reducción de la expansión celular en tejidos jóvenes y en el cierre de los estomas. La tolerancia a este efecto le confiere a la planta la capacidad de seguir produciendo nuevas hojas (Munns & Tester, 2008). Dentro de esta categoría se hallan métodos como: la reducción en la cantidad de estomas por unidad de superficie, el aumento del grosor de la cutícula y la disminución de la relación tallo/raíz (Carretero Montero, 2002). También se puede observar como respuesta la reducción en la

inhibición de la expansión celular y una mayor apertura estomática (Munns & Tester, 2008).

En cuanto a la fase iónica, las plantas poseen dos vías para afrontarla: la exclusión de Na^+ y la tolerancia de los tejidos (Munns & Tester, 2008). La primera se basa en tres métodos (Carretero Montero, 2002; Munns & Tester, 2008; Orosco-Alcalá et al., 2018; Parra Boronat, 2012):

- Impedir el ingreso de Na^+ y Cl^- a las raíces. Esto se logra mediante la selección preferente de los iones potasio o calcio para evitar la absorción de los iones no deseados.
- Reducir y alterar el transporte de Na^+ dentro de la planta.
- Aumentar el secuestro de Na^+ dentro de vacuolas en las células radiculares.

Con estos procesos, la planta consigue que no se acumulen las sales en las hojas, eludiendo así los problemas de toxicidad. Una falla en éstos provocaría la muerte prematura de las hojas viejas luego de días o semanas, dependiendo de la especie (Munns & Tester, 2008).

Por otro lado, la tolerancia de los tejidos consta de dos mecanismos. Uno de ellos es la compartimentalización de Na^+ y Cl^- en vacuolas para evitar los efectos tóxicos de sus altas concentraciones en el citoplasma. El segundo de los mecanismos es la excreción de Na^+. Éste consiste en la secreción del exceso de sales fuera de la planta a través de glándulas especializadas o vesículas (células modificadas de la epidermis) (Munns & Tester, 2008; Parra Boronat, 2012; Sargeant, 2009). A diferencia de la tolerancia al estrés osmótico que favorece la producción de nuevos tejidos, la tolerancia de los tejidos concede una mayor supervivencia a las hojas viejas (Munns & Tester, 2008).

Un proceso que es fundamental para las plantas, y que participa tanto en la tolerancia osmótica como en la tolerancia de los tejidos, es la osmorregulación o ajuste osmótico. El mismo consiste en la acumulación de iones o compuestos orgánicos para compensar el exceso de iones, como Na^+ y Cl^-, dentro de la planta o presentes en el suelo (Daines & Gould, 1985; Munns & Gilliham, 2015; Munns & Tester, 2008). En el caso de la tolerancia osmótica, este mecanismo le permite a la planta disminuir su potencial osmótico y mantener así el flujo de agua del suelo a las raíces (Carretero Montero, 2002; Parra Boronat, 2012). En cuanto a la tolerancia de los tejidos, cuando se acumulan gran cantidad de iones en las vacuolas, el balance osmótico de la célula se modifica. Es por eso que resulta necesario un aumento en la presión osmótica en los demás compartimentos subcelulares, incluido el citoplasma, para evitar que la célula pierda su turgencia (Daines & Gould, 1985; Munns & Gilliham, 2015; Munns & Tester, 2008). La planta lo logra por acumulación de otros iones, como el potasio, en niveles subtóxicos, y/o compuestos orgánicos como la prolina, la glicina betaina u otros ácidos orgánicos (Carretero Montero, 2002; Orosco-Alcalá et al., 2018; Parra Boronat, 2012).

Calidad forrajera

La cría de ganado en la Cuenca del Salado es llevada a cabo bajo el sistema pastoril debido a la gran extensión de pasturas naturales en zonas que, de acuerdo a sus características, no pueden ser aprovechadas para la agricultura o reemplazadas por pasturas implantadas; es más económico ya que no requiere la utilización de insumos externos, como por ejemplo fertilizantes, semillas o

agroquímicos; los requerimientos nutricionales de la cría son satisfechos por este tipo de pastizal y hasta se consiguen altos índices reproductivos y productivos (Cieza, 2022). Otros beneficios del aprovechamiento de los pastizales son el mantenimiento saludable de la función ruminal (gracias a la fibra) (Banakar et al., 2018; Buxton, 1996; Jung & Allen, 1995; Van Soest, 1994) y un ecosistema más amigable con el ambiente y más sustentable (Jung & Allen, 1995).

A diferencia de otros mamíferos, los rumiantes desarrollaron evolutivamente un sistema digestivo que les permite aprovechar los nutrientes de las plantas (Buxton, 1996; Buxton & Redfearn, 1997; Dijkstra et al., 2005). Esto ocurre gracias a la asociación simbiótica en el rumen con microorganismos que, mediante la fermentación, son capaces de degradar las uniones β1-4 presentes en la pared celular, accediendo así al contenido celular rico en nutrientes (Jung, 1997; Jung & Allen, 1995; McDonald et al., 2011; Van Soest, 1994). De esta manera, los rumiantes pueden consumir plantas que para otros animales serían de bajo valor nutritivo, y convertirlos en tejidos animales (Dijkstra et al., 2005) de alto valor para los seres humanos.

A pesar de la capacidad de los rumiantes de aprovechar los forrajes, puede ocurrir que sean incapaces de satisfacer sus necesidades nutricionales (Dijkstra et al., 2005; Jung & Allen, 1995) debido, entre otras, a la cantidad y composición de la fibra que contienen las plantas (Buxton, 1996; Buxton & Casler, 1993; Buxton & Redfearn, 1997; Jung & Allen, 1995). Estas características impactan, por un lado, en el consumo voluntario de los rumiantes (Buxton, 1996; Jung, 1997; Jung & Allen, 1995) ya que, a mayor contenido de fibra y/o una menor digestibilidad de la misma debido a su composición, resultará en una mayor permanencia del alimento en el rumen para lograr degradarlo (Dijkstra et al., 2005; McDonald et al., 2011). De esta manera, el rumen se encontrará lleno durante un mayor período de tiempo impidiendo el consumo de más forraje para obtener los nutrientes necesarios (Buxton, 1996; Dijkstra et al., 2005). Por otro lado, la cantidad de fibra presente en las plantas está relacionado inversamente a la proporción de nutrientes (Buxton, 1996; McDonald et al., 2011; Van Soest, 1994), y a su vez, la composición de la fibra influye en la disponibilidad de los mismos ya que interviene en la digestibilidad de la pared celular (Jung, 1997; Ramírez Orduña et al., 2002; Van Soest, 1994).

La pared celular es la estructura que provee a la planta su estructura, rigidez y respuestas de defensa ante las condiciones ambientales o ataques biológicos (An et al., 2014; Buxton & Casler, 1993). El estudio de su composición es de gran importancia para la nutrición animal debido a que está estrechamente ligada a la digestibilidad de la fibra (Van Soest, 1994) y, por ende, a la disponibilidad de los nutrientes.

Uno de los componentes principales de la pared celular es la celulosa, que es el hidrato de carbono más abundante del reino vegetal. Está constituida por una cadena linear larga y flexible de β-1,4-glucanos (McDonald et al., 2011; Van Soest, 1994). Estas cadenas se ordenan dentro de la pared celular formando agregados compactos llamados microfibrillas que se mantienen unidas, tanto inter como intra-molecularmente, por uniones puente hidrógeno (McDonald et al., 2011).

Las hemicelulosas, son otros de los componentes de las paredes celulares vegetales consisten en polisacáridos con una cadena principal con enlaces β-1,4 sobre la que se ubican ramificaciones heterogéneas. Esas cadenas principales son de glucosa o de xilosas mayoritariamente. Su composición varía

enormemente entre las especies vegetales, por lo que también varía su digestibilidad.

Las pectinas son polisacáridos ricos en ácido galacturónico, muy hidratados y ramificados, que se encuentran mayoritariamente en la lámina media e intervienen en la comunicación entre células y en la respuesta frente a estreses (Van Soest, 1994).

Por último, la lignina no es un hidrato de carbono (a diferencia de los anteriores), pero está estrechamente asociado a ellos en las paredes celulares, confiriendo resistencia a esta estructura. La lignina es un polímero conformado por tres derivados del fenil propano agrupados en una estructura compleja (Buxton & Casler, 1993; McDonald et al., 2011). Este componente de la pared celular es de gran importancia en la nutrición animal debido a su alta resistencia a la digestión enzimática y por tener un efecto negativo en la digestibilidad de los carbohidratos presentes en la pared por su estrecha asociación (Jung & Allen, 1995; McDonald et al., 2011).

La composición de la pared celular se ve influenciada principalmente por el estado de desarrollo de la planta ya que, a mayor madurez, requiere de una mayor cantidad de tejido de sostén para mantener su estructura. Es por esto que, a medida que avanza la madurez, la proporción de lignina es mayor (Buxton, 1996; Dijkstra et al., 2005; McDonald et al., 2011). También podemos encontrar diferencias marcadas en la composición de la pared entre especies templadas y tropicales, y entre familias como las gramíneas y las leguminosas (Buxton & Redfearn, 1997; Van Soest, 1994). Todos estos parámetros que impactan en los componentes que forman la pared son inherentes a la planta, pero también se encuentran factores externos que influyen en ellos, como los ataques de insectos y enfermedades y los factores ambientales que rodean la planta. Dentro de estos factores ambientales, los que tienen un mayor impacto en la composición de la pared celular son la temperatura, la radiación, la fertilidad del suelo y la disponibilidad de agua (Buxton, 1996; Van Soest, 1994).

La calidad de los forrajes puede ser evaluada mediante diferentes metodologías de análisis, pero una de las más utilizadas en nutrición animal, especialmente por productores y asesores nutricionistas, es el sistema de detergentes de Van Soest (Jung & Allen, 1995; McDonald et al., 2011). Este método estima la concentración y composición de la pared celular (Buxton, 1996) fraccionando el forraje según su disponibilidad nutritiva, la cual está relacionada con la solubilidad o insolubilidad de los componentes en diferentes detergentes (Dijkstra et al., 2005; Ramírez Orduña et al., 2002).

El procedimiento consiste en tratar una muestra con una solución neutra de sulfato láurico de sodio y ácido etilendiamino tetracético (EDTA), recuperándose la matriz insoluble formada por celulosa, hemicelulosas y lignina como componentes principales; esta fracción es denominada fibra detergente neutra (FDN) (McDonald et al., 2011; Van Soest, 1994). Las pectinas son removidas en este proceso ya que son solubles en el detergente neutro (Van Soest, 1994). Luego, el FDN es tratado con una solución ácida de ácido sulfúrico y bromuro de cetiltrimetilamonio que solubiliza a las hemicelulosas, quedando así en la fracción insoluble la celulosa y lignina, que es denominada fibra detergente ácida (FDA) (McDonald et al., 2011; Van Soest, 1994). Por último, la FDA puede ser tratada con permanganato de potasio o ácido sulfúrico para separar la celulosa de la lignina (Ramírez Orduña et al., 2002), obteniendo un residuo de lignina (LFDA).

La proporción de hemicelulosas es estimada como FDN menos FDA, y la celulosa como FDA menos LFDA (Buxton & Casler, 1993).

La determinación de estas fracciones es importante ya que impactan en la alimentación de los animales. El FDN está relacionado inversamente con el consumo voluntario del forraje, mientras que el FDA también se relaciona negativamente con la digestibilidad (Banakar et al., 2018; Buxton, 1996), por lo cual, conociendo estos datos, se podrá estimar el consumo y el aprovechamiento de los forrajes.

Teniendo en consideración los aspectos presentados en esta introducción se decidió trabajar en el análisis de los parámetros nutricionales de una especie clave como es *Distichlis laxiflora* creciendo en dos medios marginales como son los bajos salinos y los bajos dulces de la Cuenca del Salado durante la primavera para ver si se observaban similitudes o diferencias según el sitio de crecimiento.

OBJETIVOS

El objetivo principal de este trabajo es analizar si se presentan cambios en el aporte nutritivo de *Distichlis laxiflora* creciendo en un bajo salino o en un bajo dulce en la zona de la Cuenca del Salado durante la primavera.

Objetivos secundarios

- Evaluar la composición química de *Distichlis laxiflora* respecto a su porcentaje de materia seca (MS), fibra detergente neutro y ácido, contenido de hemicelulosas y lignina y digestibilidad *in vitro* de materia seca creciendo en un bajo salino durante la primavera.
- Evaluar la composición química de *Distichlis laxiflora* respecto a su porcentaje de materia seca (MS), fibra detergente neutro y ácido, contenido de hemicelulosas y lignina y digestibilidad *in vitro* de materia seca creciendo en un bajo dulce durante la primavera.
- Observar si existen diferencias en los resultados obtenidos para cada ambiente y si estas diferencias podrían afectar su utilización como forraje al ser pastoreado por bovinos u ovinos.

Hipótesis

a) Los valores de MS, FDN y FDA serán mayores en el bajo salino respecto del bajo dulce.
b) La calidad nutricional de *Distichlis sp*. será mejor en el bajo dulce

MATERIALES Y MÉTODOS

La toma de muestras se realizó el 23 de octubre de 2019 en el Instituto Tecnológico Chascomús (INTECH, CONICET-UNSAM), partido de Chascomús, Provincia de Buenos Aires. Dentro del establecimiento se seleccionó un lote destinado a la cría de ganado bovino en el que fue notoria la presencia de bajos tanto salinos como dulces. Asimismo, se verificó que el pastizal natural fuera representativo de estas zonas, es decir, que las especies encontradas concordaran con las especies características a cada una de ellas.

Para el muestreo se definieron dos sitios: sitio 1 que corresponde al bajo salino (35° 37' 30,36'' S 57° 59' 52,08'' O), y sitio 2 que coincide con un bajo dulce (35° 37' 24,96'' S 57° 59' 52,08'' O). De cada uno de estos sitios se tomaron tres muestras. Para ello se seleccionaron al azar tres lugares en los que se marcó un rectángulo de 50 cm por 50 cm en cada uno. Luego se procedió a cortar todo el material vegetal presente en esa área delimitada para ser analizado en el laboratorio. Cabe mencionar que en el sitio 1 la especie dominante era *Distichlis laxiflora* y prácticamente no se encontraban ejemplares de otras especies, mientras que en el sitio 2 se localizaban otras especies como *Lotus tenuis.*

Para verificar el contenido de sales en cada uno de los sitios, se procedió a medir la conductividad eléctrica del suelo con un conductímetro (Modelo HI 993310, Hanna Instruments, Woonsocket, Rhode Island, Estados Unidos) en cada uno de los rectángulos donde se obtuvieron las muestras. Estos datos son de relevancia ya que permiten determinar el nivel de salinidad que soporta el pastizal en cada zona.

Una vez recolectadas las muestras, fueron guardadas en freezer para su conservación en el Laboratorio de evaluación de alimentos para uso animal (LEAA) de la Universidad Católica Argentina (UCA). Al momento de preparar las muestras, primero se pesó la biomasa total (kg) de cada una de ellas. A continuación, se tomó una porción de cada muestra y se la colocó (submuestra) en una bandeja metálica (previamente tarada) y se las pesó; así se obtuvo el dato de materia fresca. El siguiente paso fue colocar las bandejas en estufa a aire forzado a 65 °C para secar el material hasta conseguir un peso constante. Las submuestras se pesaron nuevamente. Estos datos, junto con los de materia fresca, se utilizaron para calcular el porcentaje de materia seca (%MS) de cada submuestra.

Una vez secas, las muestras fueron molidas a 2 mm en un molino tipo Willey y colocadas dentro de un tubo de ensayo en una estufa a 65 °C para su conservación. Se utilizaron submuestras de estos tubos para la determinación de fibra detergente neutro (FDN) y fibra detergente ácido (FDA) (Ankom Technology) por el método de Van Soest, en forma secuencial (Van Soest, 1994). Luego, por diferencia entre el porcentaje de FDN y FDA se obtuvo el porcentaje de hemicelulosa.

Para evaluar la digestibilidad *in vitro*, muestras duplicadas se incubaron en líquido ruminal durante 48 horas a 39 °C, según el método de Theodorou (1994), modificado por Wawrzkiewicz y Danelon (2004). La DivMS se calculó a partir de los residuos de las bolsas de filtro, después de ser tratadas con una solución detergente neutra (Van Soest et al., 1966).

Los resultados obtenidos de estos experimentos fueron analizados estadísticamente mediante el software Infostat (Universidad Nacional de Córdoba,

Argentina). Para ello se realizó un análisis de varianza con un nivel de significación de 5% y se comprobaron los supuestos de normalidad y homocedasticidad, tanto gráfica como analíticamente. Las comparaciones de cada parámetro entre ambos sitios se efectuaron mediante la prueba de comparaciones múltiples de Fischer.

Ilustración 1: Imagen satelital de Intech y de la parcela utilizada donde se encuentran los sitios utilizados para la toma de muestras.

Ilustración 2: Imagen representativa del sitio 1 donde se muestra la predominancia de Distichlis sp.

Ilustración 3: Imagen representativa del sitio 2 en la que se observa la presencia de otras especies como Lotus sp.

Ilustración 4: Foto 1: Muestras recolectadas de cada sitio; Foto 2 y 3: preparación de submuestras; Foto 4: Bandejas con submuestras húmedas en estufa a aire forzado a 65 °C para secarlas hasta peso constante

Ilustración 5: Mesada de trabajo para preparar las muestras para ser molidas en un molino tipo Willey y su posterior separación en submuestras para su procesamiento.

Ilustración 6: Bolsas auto filtrantes rotuladas, antes y después de ser procesadas

RESULTADOS

Durante la recolección de las muestras se detectó la presencia de ejemplares de *Lotus tenuis* en el sitio 2 (bajo dulce), mientras que en el sitio 1 esta especie se mostró ausente. Esto puede deberse a las restricciones edáficas de los bajos salinos respecto al pH, salinidad y/o sodicidad, estructura del suelo y disponibilidad de nutrientes.

Luego de realizados análisis químicos de las muestras, los resultados obtenidos fueron analizados estadísticamente (ver Anexo) y se presentan en la Ilustración 7. En la misma se puede observar que se encontraron diferencias significativas para los parámetros de materia seca, FDN y FDA, mientras que para hemicelulosas y lignina las diferencias no fueron significativas.

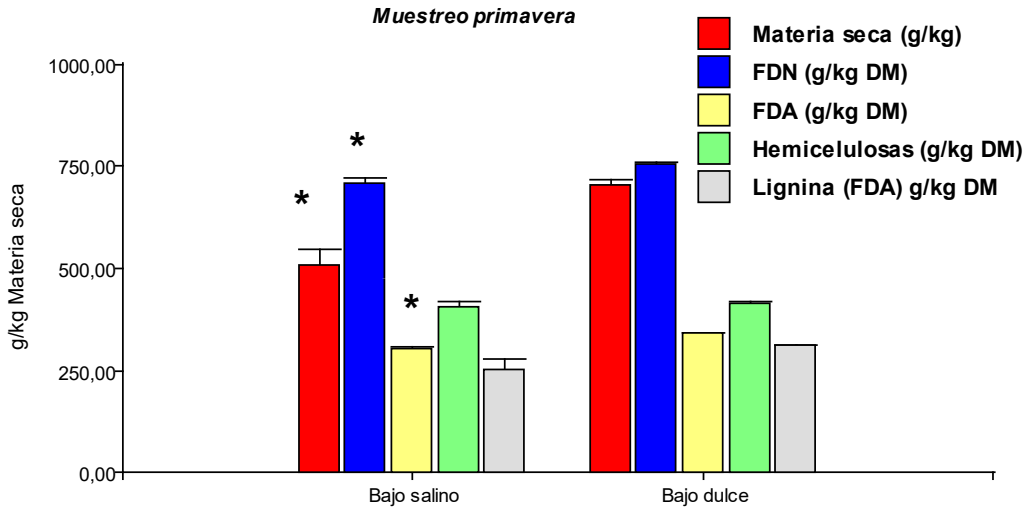

*Ilustración 7: Composición química de Distichlis laxiflora en primavera creciendo en bajo salino y bajo dulce, expresado en gramos por kilogramo de materia seca. Se representa su materia seca (MS), fibra detergente neutro (FDN), fibra detergente ácido (FDA), hemicelulosa y lignina. Las barras T ubicadas por encima de cada barra vertical representan el EE. El símbolo * indica diferencias significativas (p< 0,05).*

Respecto a la materia seca (MS), se puede observar que en el bajo dulce se obtuvo una producción mayor que en el bajo salino, siendo los resultados 706 g/kg MS y 495 g/kg MS respectivamente. Es decir, que en el bajo salino *Distichlis* produjo 211 g/kg MS más que en el bajo salino.

En cuanto a la fibra detergente neutro (FDN), fue significativamente menor en el bajo salino (700,55 g/kg MS) comparado con el bajo dulce (755,83 g/kg MS), obteniendo una diferencia de 55,28 g/kg MS entre ambos. Lo mismo sucedió con la fibra detergente ácida (FDA), la que arrojó un valor de 303,90 g/kg MS en el bajo salino y 340,77 g/kg MS en el bajo dulce, con una diferencia de 36,87 g/kg MS.

Para las hemicelulosas se observó una diferencia pero que no fue estadísticamente significativa entre los sitios, siendo 396,65 g/kg MS para el bajo salino y 415,07 g/kg MS para el bajo dulce. En el caso de la lignina, las diferencias

tampoco fueron significativas, con resultados de 277,30 g/kg MS para el primer sitio y 311,85 g/kg MS para el segundo sitio.

Los resultados de digestibilidad *in vitro* de la materia seca (DivMS) fueron de 544,50 g/kg MS y 417,00 g/kg MS para los sitios 1 y 2 respectivamente. Si bien se obtuvo una diferencia de 127,5 g/kg MS, ésta no fue significativa estadísticamente (p>0,05).

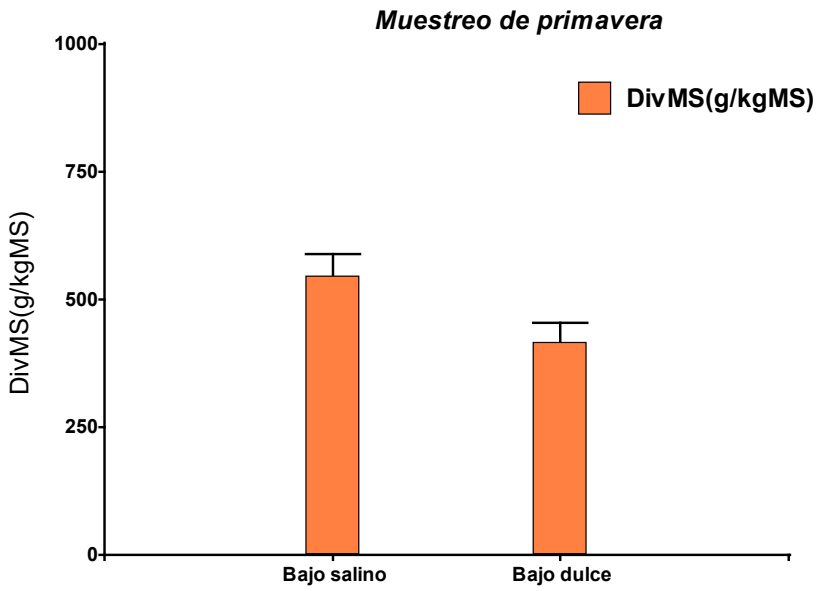

*Ilustración 8: Digestibilidad in vitro de Distichlis laxiflora en primavera creciendo en bajo salino y bajo dulce, expresado en gramos por kilogramo de materia seca (MS). Las barras T ubicadas por encima de cada barra vertical representan el EE. El símbolo * indica diferencias significativas (p< 0,05).*

DISCUSIÓN

El valor de MS del sitio 1 concuerda con el obtenido por Bustan et al. (2005) (431 g/kg MS). El menor rendimiento de MS en el bajo salino se ajusta a lo esperado ya que, como menciona Escobar Hernández et al. (2005), *Distichlis* responde a cambios en la concentración de sales en la solución del suelo. Esto puede deberse a los efectos que causa la salinidad en el suelo, como la deficiencia de nutrientes y el estrés hídrico (Aschenbach, 2006; Maricle & Maricle, 2018; Van Soest, 1994), como también al gasto energético de la planta para llevar a cabo todos los mecanismos de tolerancia a la salinidad (Vago, 2019). Es decir que, en lugar de destinar los fotoasimilados al crecimiento, estos son utilizados, por ejemplo, para el funcionamiento de las glándulas de excreción de sodio y cloro (Aschenbach, 2006; Hansen et al., 1976; Marcum, 1999; Marcum et al., 2007; Sargeant, 2009) y para la acumulación de iones en vacuolas y la producción de glicina betaina para el ajuste osmótico (Marcum, 1999).

Sin embargo, otros autores han encontrado que la producción de materia seca de *Distichlis* se vio estimulada en presencia de una mayor concentración de sales hasta llegar a un umbral (Pasternak et al., 1993; Sargeant, 2009). En otros casos se observó que, si bien el crecimiento disminuyó con el aumento de la salinidad, esta reducción no fue significativa (Aschenbach, 2006). Estas discrepancias entre resultados pueden deberse a que cada población de *Distichlis* está adaptada a su ambiente, por lo que su tolerancia a la salinidad puede variar (Bustan et al., 2005; Escobar Hernández et al., 2005). En estudios realizados con *Lotus tenuis*, una especie susceptible a la salinidad, se obtuvo una reducción en la MS del 70% entre el control y las plantas tratadas con solución salina (Vago et al., 2021), lo que resalta que, si bien en *Distichlis* la MS disminuyó en el sitio 1, esta es una especie tolerante a la salinidad ya que este parámetro no sufrió un gran impacto.

Por último, cabe recordar que el "pelo de chancho" es una planta con crecimiento PEO y que su mayor producción se encuentra durante el verano (Sargeant, 2009; Sargeant et al., 2008), aunque mantiene su producción durante todo el año (Brizuela et al., 1990). Por ello es de esperar que durante la primavera no presente una gran producción de MS. Esto concuerda con los resultados obtenidos por Rodriguez Molle (2022) durante el otoño, donde el porcentaje de MS fue mayor que el alcanzado en primavera en el mismo sitio.

En cuanto a los resultados obtenidos de FDN y FDA, es concordante que los valores sean menores en el sitio 1, donde la MS también fue menor, ya que estos parámetros indican la concentración de la pared celular. El FDN del sitio 2 fue similar a lo obtenido por Al-Shorepy et al. (2010) (740,8 g/kg MS), mientras que el FDN del sitio 1 se asemeja a los resultados de Escobar Hernández et al. (2005) y Bustan et al. (2005). Para el caso del FDA, el valor alcanzado en el sitio 1 fue menor que los presentados por otros autores (Al-Shorepy et al., 2010; Escobar Hernández et al., 2005).

Las diferencias entre ambos sitios, además de estar relacionadas a la concentración de MS como se mencionó anteriormente, pueden ser debidas a las condiciones del suelo de cada lugar. El estrés hídrico y la menor disponibilidad de nutrientes causados por la salinidad impactan en la madurez de la planta haciendo

que esta se retarde (Buxton, 1996; Buxton & Casler, 1993). Como se expuso con anterioridad, la madurez es uno de los parámetros que más influencia tiene sobre la composición de la pared celular. Es por esto que, si la madurez se retarda, la planta requiere menor tejido de sostén para su estructura (menor pared celular) (Buxton, 1996; Dijkstra et al., 2005; McDonald et al., 2011) y consecuentemente presentará menor proporción de FDN y FDA. Es por lo que los resultados de estos parámetros son menores en el sitio 1 donde el nivel de salinidad es mayor, causándole estrés a las plantas y retrasando su madurez.

Relacionado con la madurez de la planta, podemos mencionar que al momento que se realizó el muestreo (primavera), *Distichlis* se encontraba en el comienzo de su curva de producción, la cual tiene su pico durante el verano como ya se mencionó. Esto indica que la madurez de esta especie se dará a fines del verano o durante el otoño, por lo que encontraremos mayores valores de FDN y FDA a partir de ese momento. Esto se puede observar en los resultados obtenidos por Rodriguez Molle (2022) y Lujan (2023) donde el FDN del sitio salino en otoño e invierno fue mayor que el obtenido en primavera; y en el caso del FDA, el valor de invierno fue mayor a los de primavera y otoño, demostrando la deposición de la pared celular secundaria, la cual está compuesta por celulosa y lignina.

En el caso de la lignina, donde no se obtuvieron diferencias significativas entre los sitios, puede deberse a que este componente es más estable ante cambios ambientales (Buxton & Casler, 1993) y a que *Distichlis* es una planta tolerante a la salinidad. Esto concuerda con los resultados obtenidos por Vago et al. (2021) en donde tampoco se observó una diferencia significativa entre tratamientos en *Lotus tenuis*. De esto podemos asumir que la reducción en el FDA del sitio 1 se debió a una disminución de la celulosa y no de la lignina. Esto a su vez se relaciona con los resultados de *DivMS*, ya que la digestibilidad está altamente relacionada con la proporción de lignina por su alta resistencia a la digestión enzimática (Jung & Allen, 1995; McDonald et al., 2011).

McDonald et al. (2011) define la digestibilidad como la proporción del alimento que no es excretado en las heces, sino que es absorbido por el animal. Este parámetro es de gran importancia ya que determina la cantidad de nutrientes que va a obtener el animal del alimento para su crecimiento y desarrollo. Si la digestibilidad es mayor, es necesario un menor consumo de alimento para cumplir con los requerimientos nutricionales. Por el contrario, si la digestibilidad es menor, el animal debe consumir más alimento, pero por la limitación del llenado del rumen puede provocar que no alcance a ingerir los nutrientes necesarios (Buxton & Casler, 1993; Jung & Allen, 1995).

Como ya se mencionó, la digestibilidad está asociada a la concentración y composición de la pared celular (Buxton & Casler, 1993; Jung & Allen, 1995; McDonald et al., 2011), por lo que, a menor proporción de componentes menos solubles como la celulosa y lignina, la digestibilidad es mayor. Por esta relación es que todos los parámetros que afecten la pared celular, como por ejemplo la salinidad, también afectará la digestibilidad. De esta manera se esperaría que, si la salinidad reduce la proporción de FDN y FDA, la digestibilidad debería ser mayor. Pero en el caso estudiado se observó que, si bien la DivMS tuvo tendencia a ser mayor en el bajo salino, la diferencia no fue significativa respecto del bajo

dulce. Esto puede deberse principalmente a que la proporción de lignina tampoco varió significativamente. Sargeant (2009) menciona en su trabajo que la *DivMS* de *Distichlis* puede variar entre el 45% y 61%, rango dentro del cual se encuentra el valor obtenido en el sitio 1 (54%).

Por los resultados expuestos y su análisis, se rechaza la primera hipótesis planteada en este trabajo la cual sostenía que los valores de MS, FDN y FDA serían mayores en el bajo salino respecto del bajo dulce. Los resultados obtenidos demostraron lo contrario, por lo que se podría decir que, si bien *D. laxiflora* presentó una menor producción de MS en el bajo salino, la calidad nutricional fue mejor gracias a un menor FDN y FDA. Recordando lo expuesto con anterioridad, estos dos parámetros influyen en el consumo voluntario y en la digestibilidad respectivamente (Banakar et al., 2018; Buxton, 1996). Por lo dicho, se puede mencionar que en el sitio 1 el consumo voluntario y la digestibilidad serían mayores (menor FDN y FDA). Pero en el caso de la digestibilidad se observó que, si bien esta fue mayor en el bajo salino, la diferencia no fue estadísticamente significativa.

En lo que respecta a la segunda hipótesis, se puede objetar parcialmente porque al presentarse una menor FDN y FDA en el bajo salino, su calidad nutricional es superior, aunque la *DivMS* no fue significativamente mejor.

CONCLUSIONES

Si bien *Distichlis laxiflora* es una especie fibrosa considerada como de baja digestibilidad, de pobre contenido proteico (Escobar Hernández et al., 2006), y de bajo valor forrajero (Brizuela et al., 1990; Pelliza et al., 2005), varios autores reconocen que tiene potencial como forraje para el ganado en suelos salinos y de baja fertilidad (Al-Shorepy et al., 2010; Bustan et al., 2005; Escobar Hernández et al., 2006; Glenn et al., 2013; Kemp & Cunningham, 1981). Esta es una especie que presenta una serie de ventajas respecto de otras. La principal virtud es su adaptación a la salinidad que le permite crecer en suelos en donde muchas otras plantas no pueden hacerlo (Pelliza et al., 2005), siendo la pionera en estos suelos y posibilita así el uso de los mismos, que de otra manera permanecerían desnudos o fallarían los intentos de establecer otras especies de mayor valor forrajero, pero menos adaptadas a las condiciones de suelo. También presenta otras virtudes mencionadas a lo largo de este trabajo como promotor de mejoras en las propiedades del suelo, como el porcentaje de carbono, mayor exploración de las raíces, mejor aireación, mayor estabilidad de los agregados, mejor percolación, disminuye la conductividad eléctrica del suelo y reduce el ascenso de agua por capilaridad (Sargeant, 2009) que fomenta la salinización del suelo. Por otro lado, gracias a sus glándulas de excreción, el "pelo de chancho" no acumula sales en sus tejidos, por lo que no presenta concentraciones tóxicas de Cl^- y Na^+ para el ganado (Lymbery et al., 2013; Sargeant, 2009) a diferencia de otras especies halófitas. Otras ventajas son su capacidad de sobrevivir tanto en situaciones de sequía como de inundación (Escobar Hernández et al., 2005; Pessarakli & Marcum, 2013; Sargeant, 2009) gracias a la presencia de aerénquima en sus raíces (Sargeant, 2009), y su alta resistencia al pisoteo y sobrepastoreo (Escobar Hernández et al., 2005; Pelliza et al., 2005) debido a sus fuertes rizomas (Hansen et al., 1976).

En función de lo expuesto y teniendo en cuenta los siguientes cuatro puntos: a) la gran extensión de los suelos afectados por la salinidad en la Cuenca del Salado (Otondo, 2011), b) las comunidades de bajo salino representan el 25-30% de la superficie de esta región (Pérez et al., 2007), c) la gran importancia que tiene la ganadería en esta cuenca ya que alberga el 50% del stock ganadero de la provincia de Buenos Aires (Ministerio de Agroindustria, 2015), y d) que el principal recurso forrajero son las pasturas naturales (Colombet, 2017); se debería continuar con el estudio de las paredes celulares de *Distichlis laxiflora* en virtud de las diferencias encontradas y promover la utilización de esta forrajera clave en estos ambientes marginales gracias a todos los beneficios expuestos que presenta esta especie y por el mejor valor nutricional observado en este trabajo en el bajo salino.

Este enfoque debería ser acompañado de un proceso de selección de poblaciones ya que se demostró que hay algunas de ellas adaptadas a mayores salinidades y con mejores resultados de MS. Esto se ha realizado en otros países, como en Australia, donde se obtuvieron notables avances (Sargeant, 2009). Tal fenómeno debería profundizarse para una posible aplicación en Argentina.

BIBLIOGRAFÍA

Al-Dakheel, A., Al-Hadrami, G., Al-Shorabi, S., & AbuRumman, G. (2007). Optimizing Management Practices for Maximum Production for Two Salt-Tolerant Grasses: Sporobolus virginicus and Distichlis spicata. In *7th Annual U.A.E University Research Conference* (pp. 72–78).

Al-Shorepy, S. A., Alhadrami, G. A., & El Awad, A. I. (2010). Development of sheep and goat production system based on the use of salt-tolerant plants and marginal resources in the United Arab Emirates. *Small Ruminant Research*, *91*(1), 39–46. https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2009.11.017

An, P., Li, X., Zheng, Y., Matsuura, A., Abe, J., Eneji, A. E., Tanimoto, E., & Inanaga, S. (2014). Effects of NaCl on Root Growth and Cell Wall Composition of Two Soya bean Cultivars with Contrasting Salt Tolerance. *Journal of Agronomy and Crop Science*, *200*(3), 212–218. https://doi.org/10.1111/jac.12060

Arias, H. M. (2018). *Evaluación de la interacción-competencia entre Chloris berroi y Distichlis spp., en ausencia de estrés hídrico, en una estepa de halófitas del norte de la Pampa Deprimida*.

Aschenbach, T. A. (2006). Variation in growth rates under saline conditions of Pascopyrum smithii (Western Wheatgrass) and Distichlis spicata (Inland Saltgrass) from different source populations in Kansas and Nebraska: Implications for the restoration of salt-affected plant commun. *Restoration Ecology*, *14*(1), 21–27. https://doi.org/10.1111/j.1526-100X.2006.00101.x

Banakar, P., Anand Kumar, N., Shashank, C., & Neeti, L. (2018). Physically effective fibre in ruminant nutrition: A review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *7*(4), 303–308.

Batista, W., & León, R. J. C. (1992). Asociación entre comunidades vegetales y algunas propiedades del suelo en el centro de la Depresión del Salado. In *Ecología Austral* (Vol. 2).

Brizuela, M. A., Cid, M. S., Miñón, D. P., & Fernández Grecco, R. C. (1990). Seasonal utilization of saltgrass (Distichlis spp.) by cattle. *Animal Feed Science and Technology*, *30*(3–4), 321–325. https://doi.org/10.1016/0377-8401(90)90022-Z

Bustan, A., Pasternak, D., Pirogova, I., Durikov, M., Devries, T. T., El-Meccawi, S., & Degen, A. A. (2005). Evaluation of saltgrass as a fodder crop for livestock. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *85*(12), 2077–2084. https://doi.org/10.1002/jsfa.2227

Buxton, D. R. (1996). Quality-related characteristics of forages as influenced by plant environment and agronomic factors. *Animal Feed Science Technology*, *59*(1–3), 37–49. https://doi.org/10.1002/9781118860359.ch2

Buxton, D. R., & Casler, M. D. (1993). Environmental and Genetic Effects on Cell Wall Composition and Digestibility. In *Forage Cell Wall Structure and Digestibility* (pp. 685–714). https://doi.org/10.2134/1993.foragecellwall.c25

Buxton, D. R., & Redfearn, D. D. (1997). Plant Limitations to Fiber Digestion and Utilization. *New Developments in Forage Science Contributing to Enhance Fiber Utilization by Ruminant*, *127*(5), 814–818. http://jn.nutrition.org/content/127/5/810S.abstract

Carretero Montero, C. L. (2002). *TOLERANCIA A LA SALINIDAD DE PLANTAS DE MANDIOCA (Manihot esculenta Cranz): INFLUENCIA DE LA MICORRIZA*. 135.

Chávez-García, E., & Siebe, C. (2019). Rehabilitation of a highly saline-sodic soil using a

rubble barrier and organic amendments. *Soil and Tillage Research*, *189*(February), 176–188. https://doi.org/10.1016/j.still.2019.01.003

Cieza, R. I. (2022). Transformaciones productivas en la Cuenca del Salado y persistencia de la ganadería familiar (1999-2019). *Ciencias Agronómicas*, *36*. https://doi.org/10.35305/agro36.295

Colombet, A. (2017). *Agregado de semillas de Lotus tenuis en la estepa de halófitas de la Pampa Deprimida*. 1–30.

Daines, R. J., & Gould, A. R. (1985). The Cellular Basis of Salt Tolerance Studied with Tissue Cultures of the Halophytic Grass Distichlis spicata. *Journal of Plant Physiology*, *119*(3), 269–280. https://doi.org/10.1016/S0176-1617(85)80186-3

Dijkstra, J., Forbes, J. M., & France, J. (2005). *Quantitative aspects of ruminant digestion and metabolism*. https://doi.org/10.1079/9780851998145.0263

El-Haddad, E. S. H., & Noaman, M. M. (2001). Leaching requirement and salinity threshold for the yield and agronomic characteristics of halophytes under salt stress. *Journal of Arid Environments*, *49*(4), 865–874. https://doi.org/10.1006/jare.2000.0783

Escobar Hernández, A., García Hernández, J. L., Troyo Diéguez, E., Hernández Contreras, H., Murillo Amador, B., & López Aguilar, R. (2005). Potencial forrajero del pasto salado, Distichlis spicata L., (greene) en ecosistemas costeros de Baja California sur, México por el método de "componentes principales." In *Técnica Pecuaria en México* (Vol. 43, Issue 1). https://doi.org/10.22319/rmcp.v43i1.1395

Escobar Hernández, A., Troyo Diéguez, E., García Hernández, J. L., Hernández Contreras, H., Murillo Amador, B., Fenech Larios, L., López Aguilar, R., Beltrán Morales, A., & Valdez Cepeda, R. (2006). Analysis Of The Soil Sustaining Salt Grass (Distichlis Spicata (L.) Greene) Wild Populations In A Semiarid Coastal Zone Of Mexico. *Ecophysiology of High Salinity Tolerant Plants*, 225–237. https://doi.org/10.1007/1-4020-4018-0_16

Glenn, E. P., Anday, T., Chaturvedi, R., Martinez-Garcia, R., Pearlstein, S., Soliz, D., Nelson, S. G., & Felger, R. S. (2013). Three halophytes for saline-water agriculture: An oilseed, a forage and a grain crop. *Environmental and Experimental Botany*, *92*, 110–121. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.05.002

Hansen, D. J., Dayanandan, P., Kaufman, P. B., & Brotherson, J. D. (1976). Ecological Adaptations of Salt Marsh Grass, Distichlis Spicata (Gramineae), and Environmental Factors Affecting Its Growth and Distribution. *American Journal of Botany*, *63*(5), 635–650. https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1976.tb11851.x

Jung, H. G. (1997). Analysis of Forage Fiber and Cell Walls in Ruminant Nutrition. *New Developments in Forage Science Contributing to Enhance Fiber Utilization by Ruminant*, *127*(5), 810–813. http://jn.nutrition.org/content/127/5/810S.abstract

Jung, H. G., & Allen, M. S. (1995). Characteristics of Plant Cell Walls Affecting Intake and Digestibility of Forages by Ruminants. *Journal of Animal Science*, *73*(9), 2774–2790. https://doi.org/10.2527/1995.7392774x

Kemp, P. R., & Cunningham, G. L. (1981). Light, Temperature and Salinity Effects on Growth, Leaf Anatomy and Photosynthesis of Distichlis Spicata (L.) Greene. *American Journal of Botany*, *68*(4), 507–516. https://doi.org/10.1002/j.1537-2197.1981.tb07794.x

Lovisolo, M. R. (2011). *Estudios embriológicos sobre algunas gramíneas nativas útiles (Poaceae) presentes en la Depresión del Salado, provincia de Buenos Aires, Argentina*.

Lujan, D. J. (2023). *Comparación del aporte nutritivo de Lotus tenuis y Distichlis laxiflora creciendo en bajos dulces y bajos salinos de la Cuenca del Salado en la temporada invernal*.

Lymbery, A. J., Kay, G. D., Doupé, R. G., Partridge, G. J., & Norman, H. C. (2013). The potential of a salt-tolerant plant (Distichlis spicata cv. NyPa Forage) to treat effluent from inland saline aquaculture and provide livestock feed on salt-affected farmland. *Science of the Total Environment*, *445–446*, 192–201. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.12.058

Marcum, K. B. (1999). Salinity Tolerance Mechanisms of Grasses in the Subfamily Chloridoideae. *Crop Science*, *39*(4), 1153–1160. https://doi.org/10.2135/cropsci1999.0011183X003900040034x

Marcum, K. B., Yensen, N. P., & Leake, J. E. (2007). Genotypic variation in salinity tolerance of Distichlis spicata turf ecotypes. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, *47*(12), 1506–1511. https://doi.org/10.1071/EA07164

Maresca, S. (2017). *Situación actual y perspectivas de la ganadería en Cuenca del Salado*.

Maricle, B. R., Cobos, D. R., & Campbell, C. S. (2007). Biophysical and morphological leaf adaptations to drought and salinity in salt marsh grasses. *Environmental and Experimental Botany*, *60*(3), 458–467. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2007.01.001

Maricle, B. R., & Maricle, K. L. (2018). Photosynthesis, stomatal responses, and water potential in three species in an inland salt marsh in Kansas, USA. *Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, *244–245*(May), 1–7. https://doi.org/10.1016/j.flora.2018.05.001

McDonald, P., Edwards, R. A., Greenhalgh, J. F. D., Morgan, C. A., Sinclair, L. A., & Wilkinson, R. G. (2011). Animal nutrition. In *Pearson* (7th ed.). https://doi.org/10.1038/111651a0

Miaczynski, C. R. O. (1995). Los Suelos Hidromorficos e Hidrohalomorficos de la Provincia de Buenos Aires. *Rev. Fac. Agr*, *15*(1417), 23–36.

Ministerio de Agroindustria. (2015). *Caracterización de la Producción Bovina Buenos Aires – Corrientes – Chaco – Formosa - La Pampa*. 194.

Moyano, C. (2012). *Evaluación de la eficiencia de implantación de especies forrajeras megatérmicas en bajos alcalino-sódicos en la Cuenca del Salado*. 33. http://bibliotecadigital.uca.edu.ar/repositorio/tesis/evaluacion-eficiencia-implantacion-especies.pdf

Munns, R. (2002). Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell and Environment*, *25*(2), 239–250. https://doi.org/10.1046/j.0016-8025.2001.00808.x

Munns, R., & Gilliham, M. (2015). Salinity tolerance of crops - what is the cost? *New Phytologist*, *208*(C), 668–673. https://doi.org/10.1111/nph.13519

Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of Salinity Tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, *59*(1), 651–681. https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911

Orosco-Alcalá, B. E., Nuñez-Palenius, H. ., Perez-Moreno, L., Valencia-Posada, M., Trejo-Tellez, L. ., Diaz-Serrano, F. ., Ruiz-Nieto, J. E., & Abraham-Juarez, M. . (2018). Tolerancia a salinidad en plantas cultivadas: una visión agronómica. *Agro Productividad*, *11*, 51–57.

Otondo, J. (2011). *Efectos de la introducción de especies megatérmicas sobre*

características agronómicas y edáficas de un ambiente halomórfico de la Pampa Inundable. 70.

Parra Boronat, L. (2012). Efectos de distintos niveles de salinidad en especies halófilas en un saladar del Sud de Alicante. *Universidad Politécnica de Valencia*, 109. https://riunet.upv.es/handle/10251/17673

Parrondo, R. T., Gosselink, J. G., & Hopkinson, C. S. (1978). *EFFECTS OF SALINITY AND DRAINAGE ON THE GROWTH OF THREE SALT MARSH GRASSES*. *139*(September 1977), 102–107.

Pasternak, D., Nerd, A., & De Malach, Y. (1993). Irrigation with brackish water under desert conditions IX. The salt tolerance of six forage crops. *Agricultural Water Management*, *24*(4), 321–334. https://doi.org/10.1016/0378-3774(93)90010-8

Pearlstein, S. L., Felger, R. S., Glenn, E. P., Harrington, J., Al-Ghanem, K. A., & Nelson, S. G. (2012). Nipa (Distichlis palmeri): A perennial grain crop for saltwater irrigation. *Journal of Arid Environments*, *82*, 60–70. https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2012.02.009

Pelliza, A., Borrelli, L., & Bonvissuto, G. (2005). El Pasto Salado (Distichlis Spp.) En La Patagonia: Una Forrajera Adaptada a La Aridez Y a La Salinidad. *Revista de Ciencias Agropecuarias, 9*(2), 1–29.

Pérez, R. A., Rossi, C. A., Otondo, J., Torrá, E., & Bidart, A. (2007). *Implantación de Gramíneas Subtropicales en Bajos Alcalino-Sódicos del Pastizal de la Cuenca del Salado. Primera Evaluación*.

Pessarakli, M., & Marcum, K. B. (2013). Distichlis Spicata – A Salt- and Drought- Tolerant Plant Species with Minimum Water Requirements for Sustainable Agriculture in Desert Regions and Biological Reclamation of Desert Saline Soils. In *Developments in Soil Salinity Assessment and Reclamation: Innovative Thinking and Use of Marginal Soil and Water Resources in Irrigated Agriculture* (pp. 383–396). https://doi.org/10.1007/978-94-007-5684-7

Ramírez Orduña, R., Ramírez Lozano, R., & López Gutiérrez, F. (2002). Factores estructurales de la pared celular del forraje que afectan su digestibilidad. *Ciencia UANL*, *5*(2), 180–189.

Rodríguez, A., & Jacobo, E. (2012). Manejo de pastizales naturales para una ganadería sustentable en la Pampa Deprimida. In *Buenas Prácticas Para una Ganadería sustentaBle de Pastizal*.

Rodriguez Molle, M. (2022). *Comparación de los aspectos nutritivos de Lotus tenuis y Distichlis spicata creciendo en bajos dulces y bajos salinos de la Cuenca del Salado durante el otoño*.

Sala, O., Deregibus, A., Schlichter, T., & Alippe, H. (1981). Productivity Dynamics of a Native Temperate Grassland in Argentina. *Journal of Range Management*, *34*(1), 48. https://doi.org/10.2307/3898453

Sala, O., Soriano, A., & Perelman, S. B. (1981). *RELACIONES HIDRICAS DE ALGUNOS COMPONENTES DE UN PASTIZAL DE LA DEPRESION DEL SALADO*. *2*(1), 1–10.

Sargeant, M. R. (2009). *The agronomy of Distichlis spicata cv. yensen-4a (NyPa Forage) and its potential role as a forage plant on saline land* (Issue March).

Sargeant, M. R., Sale, P. W. G., & Tang, C. (2006). Salt priming improves establishment of Distichlis spicata under saline conditions. *Australian Journal of Agricultural Research*, *57*, 1259–1265.

Sargeant, M. R., Tang, C., & Sale, P. W. G. (2008). The ability of Distichlis spicata to grow sustainably within a saline discharge zone while improving the soil chemical and physical properties. *Australian Journal of Soil Research*, *46*(1), 37–44. https://doi.org/10.1071/SR07094

Shahid, S. A., Zaman, M., & Heng, L. (2018). Soil Salinity: Historical Perspectives and a World Overview of the Problem. *Guideline for Salinity Assessment, Mitigation and Adaptation Using Nuclear and Related Techniques*, 43–53. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96190-3_2

Vago, M. E. (2019). *Influencia del estrés abiótico y biótico sobre la composición de la pared celular de Lotus tenuis*.

Vago, M. E., Jaurena, G., Estevez, J. M., Castro, M. A., Zavala, J. A., & Ciancia, M. (2021). Salt stress on Lotus tenuis triggers cell wall polysaccharide changes affecting their digestibility by ruminants. *Plant Physiology and Biochemistry*, *166*(May), 405–415. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2021.05.049

Van Soest, P. J. (1994). Nutritional Ecology of the Ruminant. In *Cornell University* (2nd ed.). https://doi.org/10.7591/9781501732355

Van Soest, P. J., Wine, R. H., & Moore, L. A. (1966). *Estimation of the True Digestibility of Forages by the in Vitro Digestion of Cell Walls*.

Wawrzkiewicz, M., & Daneleon, J. L. (2004). Mejoramiento de la técnica de producción de gas in vitro para evaluar alimentos para rumiantes. *Rev. Arg. Prod. Anim. 24*, 187–197.

ANEXO

Medidas resumen

Place	Variable	n	Media	D.E.	CV	Mín	Máx
halophytic meadow	Dry matter (g/kg)	2	495,00	95,04	19,20	427,80	562,20
halophytic meadow	NDF (g/kg DM)	2	700,55	29,91	4,27	679,40	721,70
halophytic meadow	ADF (g/kg DM)	2	303,90	3,39	1,12	301,50	306,30
halophytic meadow	Hemicellulose (g/kg DM)	2	396,65	26,52	6,69	377,90	415,40
halophytic meadow	Lignin (ADF) (g/kg DM)	2	277,30	14,28	5,15	267,20	287,40
halophytic meadow	DivMS (g/kg DM)	2	544,50	64,35	11,82	499,00	590,00
mesophytic meadow	Dry matter (g/kg)	3	706,00	23,59	3,34	678,80	720,80
mesophytic meadow	NDF (g/kg DM)	3	755,83	6,44	0,85	748,40	759,70
mesophytic meadow	ADF (g/kg DM)	3	340,77	2,16	0,63	338,30	342,30
mesophytic meadow	Hemicellulose (g/kg DM)	3	415,07	7,92	1,91	406,10	421,10
mesophytic meadow	Lignin (ADF) (g/kg DM)	2	311,85	1,34	0,43	310,90	312,80
mesophytic meadow	DivMS (g/kg DM)	3	417,00	63,46	15,22	344,00	459,00

Análisis de la varianza

Dry matter (g/kg)

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
Dry matter (g/kg)	5	0,84	0,79	9,35

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	53425,20	1	53425,20	15,80	0,0285
Place	53425,20	1	53425,20	15,80	0,0285
Error	10144,32	3	3381,44		
Total	63569,52	4			

NDF (g/kg DM)

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
NDF (g/kg DM)	5	0,79	0,72	2,46

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3667,50	1	3667,50	11,25	0,0439
Place	3667,50	1	3667,50	11,25	0,0439
Error	977,57	3	325,86		
Total	4645,07	4			

ADF (g/kg DM)

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
ADF (g/kg DM)	5	0,99	0,98	0,81

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1630,98	1	1630,98	234,94	0,0006
Place	1630,98	1	1630,98	234,94	0,0006
Error	20,83	3	6,94		
Total	1651,81	4			

Hemicellulose (g/kg DM)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Hemicellulose (g/kg DM)	5	0,33	0,11	4,08

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	407,01	1	407,01	1,47	0,3116
Place	407,01	1	407,01	1,47	0,3116
Error	828,53	3	276,18		
Total	1235,54	4			

Lignin (ADF) (g/kg DM)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Lignin (ADF) (g/kg DM)	4	0,85	0,78	3,44

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1193,70	1	1193,70	11,60	0,0765
Place	1193,70	1	1193,70	11,60	0,0765
Error	205,83	2	102,91		
Total	1399,53	3			

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
RDUO DivMS(g/kgDM	5	0,00	55,21	0,80	0,0866
RDUO Dry matter (g/kg)	5	0,00	50,36	0,98	0,9166
RDUO NDF (g/kg DM)	5	0,00	15,63	0,98	0,9200
RDUO ADF (g/kg DM)	5	0,00	2,28	0,82	0,1255
RDUO Hemicellulose (g/kg D..	5	0,00	14,39	0,98	0,9249
RDUO Lignin (ADF) (g/kg DM..	4	0,00	8,28	0,99	0,9206

Análisis de la varianza

Dry matter (g/kg)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Dry matter (g/kg)	5	0,84	0,79	9,35

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	53425,20	1	53425,20	15,80	0,0285
Place	53425,20	1	53425,20	15,80	0,0285
Error	10144,32	3	3381,44		
Total	63569,52	4			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=168,93562
Error: 3381,4400 gl: 3

Place	Medias	n	E.E.		
halophytic meadow	495,00	2	41,12	A	
mesophytic meadow	706,00	3	33,57		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

NDF (g/kg DM)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
NDF (g/kg DM)	5	0,79	0,72	2,46

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3667,50	1	3667,50	11,25	0,0439
Place	3667,50	1	3667,50	11,25	0,0439
Error	977,57	3	325,86		
Total	4645,07	4			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=52,44258
Error: 325,8572 gl: 3

Place	Medias	n	E.E.		
halophytic meadow	700,55	2	12,76	A	
mesophytic meadow	755,83	3	10,42		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

ADF (g/kg DM)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
ADF (g/kg DM)	5	0,99	0,98	0,81

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1630,98	1	1630,98	234,94	0,0006
Place	1630,98	1	1630,98	234,94	0,0006
Error	20,83	3	6,94		
Total	1651,81	4			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=7,65455
Error: 6,9422 gl: 3

Place	Medias	n	E.E.		
halophytic meadow	303,90	2	1,86	A	
mesophytic meadow	340,77	3	1,52		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Hemicellulose (g/kg DM)

Variable	N	R²	R² Aj	CV
Hemicellulose (g/kg DM)	5	0,33	0,11	4,08

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	407,01	1	407,01	1,47	0,3116
Place	407,01	1	407,01	1,47	0,3116
Error	828,53	3	276,18		
Total	1235,54	4			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=48,27967
Error: 276,1772 gl: 3

Place	Medias	n	E.E.	
halophytic meadow	396,65	2	11,75	A
mesophytic meadow	415,07	3	9,59	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Lignin (ADF) (g/kg DM)

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
Lignin (ADF) (g/kg DM)	4	0,85	0,78	3,44

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1193,70	1	1193,70	11,60	0,0765
Place	1193,70	1	1193,70	11,60	0,0765
Error	205,83	2	102,91		
Total	1399,53	3			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=43,64860
Error: 102,9125 gl: 2

Place	Medias	n	E.E.	
halophytic meadow	277,30	2	7,17	A
mesophytic meadow	311,85	2	7,17	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

DivMS (g/kgDM

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
DivMS(g/kgDM	5	0,62	0,49	13,62

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	19507,50	1	19507,50	4,80	0,1162
Place	19507,50	1	19507,50	4,80	0,1162
Error	12194,50	3	4064,83		
Total	31702,00	4			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=185,22165
Error: 4064,8333 gl: 3

Place	Medias	n	E.E.	
mesophytic meadow	417,00	3	36,81	A
halophytic meadow	544,50	2	45,08	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)