



Facultad de Ciencias Agrarias
Universidad Nacional del Nordeste

Trabajo Final de Graduación

Modalidad Pasantía

Título:

“Muestreo y análisis de variables químicas y biológicas en zonas con distinto manejo productivo en la provincia del Chaco”

Alumna: VULEKOVICH, Estibaliz Elidia.

Asesor: Ing. Agr. (Esp.) PÉREZ, Germán Luis.

Índice de Contenidos:	Página
1. Introducción.	3
2. Objetivos.	5
3. Lugar de realización.	6
4. Descripción de tareas desarrolladas.	8
4.1 Muestreo y recolección de suelo a campo.	
4.2 Sitio y profundidad de muestreo.	
4.3 Acondicionamiento del Material Recolectado a Campo.	
5. Determinaciones químicas y microbiológicas.	11
6. Otras tareas desarrolladas.	29
7. Comentarios finales.	32
8. Bibliografía.	33
9. Anexos.	37

1. **Introducción:**

La demanda global de alimentos incrementó la presión sobre los recursos naturales, entre ellos el suelo, ya que se intensificaron las prácticas agropecuarias para aumentar los rendimientos. Esta situación plantea un desafío de producir dentro de los límites de la sustentabilidad. El cambio del uso del suelo, y el creciente reconocimiento de la necesidad de mejorar la sostenibilidad de las prácticas agropecuarias, ha llevado a la adopción generalizada de los procesos de mínimo impacto (Bisset 2013).

En las últimas décadas, en la Provincia del Chaco, se ampliaron los límites de la frontera agropecuaria, con la consecuente deforestación para la habilitación de las tierras. Las áreas con bosque nativo en el sudoeste chaqueño se hallan disminuidas y fragmentadas. Durante los últimos 10 años la superficie sembrada en Chaco, Santiago del Estero, Salta y Tucumán, se triplicó, pasando de 1,5 a 4,5 millones de hectáreas, en un primer momento motorizada por el algodón y luego reemplazado por la soja, favorecida por un ciclo húmedo primero y luego por la incursión de nuevas variedades tecnológicas (Torrella, 2014). En este contexto, resulta fundamental cuantificar el estado de degradación actual del suelo con el fin de proponer, plantear y desarrollar estrategias sostenibles, que satisfagan las necesidades crecientes de alimento de la población mundial, y que contribuyan al mantenimiento y a la conservación del medio ambiente, así como a mejoramiento y a la diversificación de la productividad agrícola y pecuaria (Vallejo-Quintero et al., 2013).

Actualmente se encuentra vigente la ley de presupuestos mínimos de protección ambiental de los bosques nativos (N° 26.331), que establece el Ordenamiento de los Bosques Nativos existentes en su territorio de acuerdo con los criterios de sustentabilidad incluidos en el Anexo de la ley, estableciendo las diferentes categorías de conservación en función del valor ambiental de las distintas unidades de bosque nativo y de los servicios ambientales que éstos presten (artículo 6 de la ley 26331). En la zona centro-oeste de la Provincia del Chaco se estableció la categoría III verde (sectores de bajo valor de conservación que pueden transformarse parcialmente o en su totalidad, aunque dentro de los criterios de la presente ley).

Según la mencionada ley, se deberá asegurar que el bosque no sea sustituido, que las intervenciones no modifiquen los atributos de conservación de la categoría bajo la cual ha sido clasificado y que contemplen monitoreos periódicos, transparentes y verificables que permitan medir el impacto de estas. Las alternativas productivas pueden ser agrícola, agrícola-ganadera o silvopastoril según la ubicación del predio

El artículo 17 de la ley considera que “las personas físicas o jurídicas, públicas o privadas, que soliciten autorización para realizar desmontes de bosques nativos de la categoría III, deberán acotar su actividad a un Plan de Aprovechamiento del Cambio de Uso del Suelo, el cual deberá contemplar condiciones mínimas de producción sostenida a corto, mediano y largo plazo y el uso de tecnologías disponibles que permitan el rendimiento eficiente de la actividad que se proponga desarrollar.

Esto genera un impacto para los recursos naturales entre los cuales se encuentra el suelo. Por ello, es importante establecer qué variables serían útiles para determinar el uso sustentable del sistema productivo.

Para lograr una producción sostenible es necesario conocer su funcionamiento y realizar el adecuado manejo de este, promoviendo actividades que no lleven a la pérdida de propiedades físicas, químicas ni biológicas, favoreciendo el ciclado de nutrientes, el movimiento hídrico, el soporte estructural filtro y buffer, la resistencia y resiliencia, el hábitat y la biodiversidad, conservando así la calidad del suelo (Baridón et al., 2015).

La calidad del suelo es un indicador de la eficacia del manejo de los agroecosistemas. Uno de los parámetros para medirla es su microbiota. Esto se debe a que la dinámica de las poblaciones microbianas puede describir la situación y tendencias de las condiciones del suelo en respuesta a las prácticas de manejo (Doran y Parkin, 1994; Vargas Gil et al., 2009).

Por lo tanto, para comprender los efectos de diferentes usos sobre la calidad del suelo es importante considerar parámetros físicos, químicos y biológicos (Karlen et al., 1997; Kibblewhite et al., 2008).

Bouma (1997), Dick et al. (1996) y Dalurzo et al. (2005) han evaluado y seleccionado atributos que permiten monitorear cambios en la calidad del suelo en función del tipo de uso implementado, dado que para planificar su uso y manejo sustentable es necesario conocer la evolución de la calidad del suelo bajo diferentes prácticas agrícolas, utilizando indicadores que sean sensibles para detectar cambios, fáciles de medir e interpretar y accesibles para diversos usuarios.

En la provincia de Formosa Baridón et al. (2015) estudiaron indicadores de degradación de suelos en distintos tipos de producción agrícola y en el Chaco. Castelán et al. (2009), Silberman (2016) trabajaron en la aplicación de indicadores de sustentabilidad ambiental, diversidad microbiana y materia orgánica del suelo en sistemas pastoriles. Recientemente Rojas et al. (2016) evaluaron algunas variables físicas y químicas, así como también Pérez et al. (2020) a las que sumaron también variables biológicas de suelo en búsqueda de indicadores en la zona de expansión agrícola de Chaco. En muchos trabajos las variables utilizadas abarcan desde aquellas más clásicas y discutidas, como contenidos de Carbono Orgánico Total (COT) y Nitrógeno Total (NT), hasta las asociadas a actividad biológica, y de uso más reciente, como las determinaciones de actividad enzimática (AE). Estas últimas resultan de especial utilidad para el monitoreo de la calidad del suelo, ya que la determinación de parámetros bioquímicos se asocia a procesos microbianos claves para la conservación de la actividad metabólica del mismo (Trasar-Cepeda et al., 1998; Liborio Balota et al., 2004). No obstante estas y otras diferencias, ambientales y edáficas, cambios asociados al contenido, componentes, dinámica y funciones de la materia orgánica han sido evaluados como posibles indicadores, y utilizados con éxito en la definición de la calidad y el monitoreo de suelos tropicales y subtropicales en el país y en el exterior (Albanesi et al., 2003; Espinosa, 2004; Dalurzo et al., 2005; Diaz et al., 2005; Oluwatosin et al., 2006; Piccolo et al., 2004; Gómez et al., 2008).

Entre las determinaciones biológicas, la respiración del suelo tiene un claro significado ecológico, y una enorme importancia dentro del conocimiento de la calidad y salud de este. Es uno de los parámetros más antiguos y más frecuentemente usados para cuantificar actividad microbiana en el suelo. El uso de este índice microbiológico ha permitido estimar la actividad general de la biomasa y como ésta es influenciada

por clima, propiedades físicas y químicas, o prácticas de manejo agrícola, tales como labranza y rotaciones de cultivos). También la biomasa microbiana del suelo es una determinación importante ya que define el componente microbiano vivo del suelo (Sparling, 1985), que al ser microbiano excluye a la macrofauna y a las raíces de las plantas (Jenkinson y Ladd, 1981).

La presencia o deficiencia de enzimas del suelo, pueda ser considerada como un bioindicador sensible ante una posible perturbación ambiental (Ulloa Larrea, 2014).

Desde el punto de vista edáfico o de la salud del suelo, se encontró una relación positiva entre los hongos micorrícicos arbusculares (HMA), la estabilidad de los agregados y el contenido de carbono. Esto se debe a que los HMA se establecen en simbiosis en el sistema radical de las plantas, produciéndose un intercambio de solutos y agua (Mosse & Phillips, 1971). Estos HMA producen glomalina, una glicoproteína que cumple la función de proteger a las hifas durante el transporte de nutrientes desde la planta hasta el extremo de la hifa y es del suelo hasta la planta, una vez que las hifas dejan de transportar nutrientes y senescen, la glomalina contenida en sus células se libera y se acumula en el suelo, representando el 5% del contenido de carbono (C) y nitrógeno (N) edáfico causando ciertos efectos benéficos sobre las propiedades edáficas antes mencionadas (Wright y Anderson 2000; Purin y Klauberg, 2010; Rodríguez-Yonet al., 2020; Treseder & Turner, 2006).

La determinación del contenido de N-NH_4^+ producido en incubación anaeróbica (Nan) sería un indicador confiable para estimar el aporte de N por mineralización, dado que se correlaciona estrechamente con el N potencialmente mineralizable (Npm) (Soom et al., 2007).

La evaluación de indicadores de calidad bioquímicos y biológicos que describen los principales procesos metabólicos que ocurren en el suelo, pueden resultar indicadores tempranos y sensibles de los cambios ocurridos frente a distintos manejos (Marinari et al., 2006; Baridón, 2015).

2. Objetivos

- Obtener práctica en técnicas de laboratorio para determinar variables químicas y biológicas de suelos de un sistema agrícola y un silvopastoril en contraste con un monte nativo de la Provincia del Chaco.
- Intensificación de la práctica profesional en muestreo, análisis e interpretación de resultados de suelo.

3. Lugar de realización

El sitio de muestreo se encuentra en la localidad de Juan José Castelli perteneciente al Departamento de General Güemes. El establecimiento productivo seleccionado es el del productor Poncio (Figura N°1 y 2) con geolocalización de referencia en 25°45'57.92" S de Latitud y 60°32'18.17" O de longitud.

Se seleccionaron sitios con distintos manejos, pero que coincidían en la misma serie de suelo.

En primavera se obtuvieron las muestras de los siguientes sistemas productivos:

- Uso agrícola (6 años de habilitación).
- Silvopastoril (8 años de habilitación).
- Vegetación de monte chaqueño (condición prístina).



Figura N°1: Puntos georreferenciados donde fueron tomadas las muestras en el establecimiento del productor Poncio. Con globos rojos el sector agrícola (sector celeste) y a la derecha, con banderitas celestes, el lote con manejo silvopastoril.

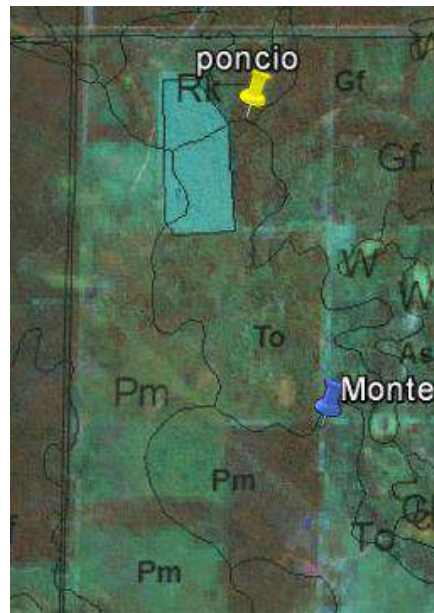


Figura N°2: Punto de GPS de referencia (Poncio) y el sitio utilizado como testigo de los sistemas productivos (Monte) evidenciando las distintas series de suelo.

El lugar donde se procesaron y analizaron las muestras fue en el sector de laboratorios del Instituto Agrotécnico de la Universidad Nacional del Nordeste ubicado en el Campus Resistencia de la localidad del mismo nombre en la provincia del Chaco.



Figura N°3: Fachada del Instituto Agrotécnico "Pedro M. Fuentes Godo"

4. **Descripción de tareas desarrolladas**

4.1 **Muestreo y recolección de suelo.**

Las muestras fueron recolectadas en la localidad de J. J. Castelli-Provincia del Chaco. En cada sitio se tomaron 5 muestras compuestas por 15 submuestras georreferenciadas, las mismas fueron mezcladas y homogeneizadas en el sitio de muestreo. Los puntos de muestreo se realizaron utilizando como referencia la ubicación preestablecida en gabinete y corroborando en terreno que siga las pautas para un buen muestreo, es decir que cada sitio de muestreo sea representativo del lote.

Las profundidades de muestreos fueron de 0-10 cm y 10-20 cm (Tabla N°1). En cuanto a los materiales empleados para el muestreo se emplearon bolsas de polietileno de alta densidad en las cuales se introdujeron las muestras, además del empleo de palas de punta, navaja de campo y materiales necesarios para rellenar las etiquetas de muestreo en las cuales se contempla la fecha, el número de lote, nombre del establecimiento y del productor.

4.2 **Sitio y profundidad de muestreo:**

Tabla N°1. Muestras tomadas en las distintas profundidades y ambientes.

Muestras de Castelli		
Uso	PROFUNDIDAD	N° MUESTRA
Monte (MC10)	0-10 cm	3247 a la 3251
Monte (MC20)	10-20 cm	3252 a la 3256
Silvopastoril (SC10)	0-10 cm	3257 a la 3260
Silvopastoril (SC20)	10-20 cm	3261 a la 3264
Agrícola (AC10)	0-10 cm	3265 a la 3269
Agrícola (AC20)	10-20 cm	3270 a la 3274



Figura N°4 y 5: Muestreo de suelo en el sector de monte.

4.3 Acondicionamiento de las muestras de suelo

Una vez que las muestras llegaron al laboratorio se dieron entrada a las mismas, lo cual consistió en ingresar en el libro de registros de muestras de suelos, el número de orden de la muestra asignado seguido del nombre y apellido de la persona que solicitó el análisis, acompañada de los datos del establecimiento, análisis físicos, químicos y biológicos solicitados.

El acondicionamiento de las muestras consistió en secarlas a temperatura ambiente para posteriormente realizar una homogeneización, rotura de los agregados, retiro de las raíces y residuos vegetales. Luego se procedió a la reducción del tamaño de las muestras (“cuarteo”), lo cual consistió en dividir la muestra de suelo disminuyendo así su tamaño hasta llegar a aproximadamente 1 kg, cuidando que la cantidad alcance para todas las determinaciones.

Posteriormente se procedió al molido de la muestra mediante la destrucción de los agregados por medio de una herramienta cilíndrica, lo cual consistió en extender una capa fina de suelo sobre una superficie plana como base para que no altere la composición de la muestra, evitando la contaminación de esta.



Figura N°6 y 7: Proceso de molido y tamizado de las muestras.

Posteriormente se tamizó la muestra seca pasando por el tamiz N° 10 de 2 mm y el tamiz N° 35 de 0,5 mm, este último tamiz solo fue utilizado para los análisis de Carbono orgánico y Nitrógeno total ya que las normas así lo indican (Figura N° 6 y 7). Luego fueron rotuladas y almacenadas en bolsas de polietileno. Este pretratamiento de las muestras es lo indicado en la norma IRAM/ SAGyP 29578.

Análisis realizados

Una vez acondicionado el material se procedió a realizar las determinaciones de laboratorio con el fin de aprender las técnicas y caracterizar el material muestreado. Estas determinaciones permitieron observar diferencias en las distintas situaciones.

Las determinaciones que se realizaron sobre el material muestreado fueron:

Tabla N°2: Técnicas de análisis de suelo realizadas a las muestras.

DETERMINACIONES	
QUÍMICAS	BIOLÓGICAS
pH en solución acuosa, relación suelo: agua= 1: 2,5.	Carbono de la biomasa microbiana.
Carbono orgánico y nitrógeno total (Walkey-Black) Semi- micro Kjeldahl.	Glomalina Fácilmente Extraíble (GFE)
Fósforo por el método de Bray Kurtz.	Hidrólisis de Diacetato de Fluoresceína (FDA)
Nitrógeno Total	Actividad respiratoria (Método de incubación)
	Nitrógeno potencialmente mineralizable.

5. Determinaciones químicas:

Determinación de pH en solución acuosa, relación suelo: agua destilada= 1: 2,5. NORMA IRAM-SAGPyA 29574

Se preparó una suspensión de suelo:líquido en relación 1:2,5 (suelo tamizado por 2 mm) una repetición por muestra. Luego se homogeneizó la suspensión por 30 segundos y se dejó en reposo por una hora.

Se calibró el peachímetro con el buffer correspondiente y se procedió a la lectura en agitación. Se tuvo en cuenta que la lectura permanezca estable por 5 segundos para ser considerada (Figura N°8 y 9).



Figura N°8 y 9: Calibración y Lectura de pH

Los datos obtenidos fueron cargados en la **Tabla A1 (Ver anexo)** y fueron graficados en la Figura N°10.

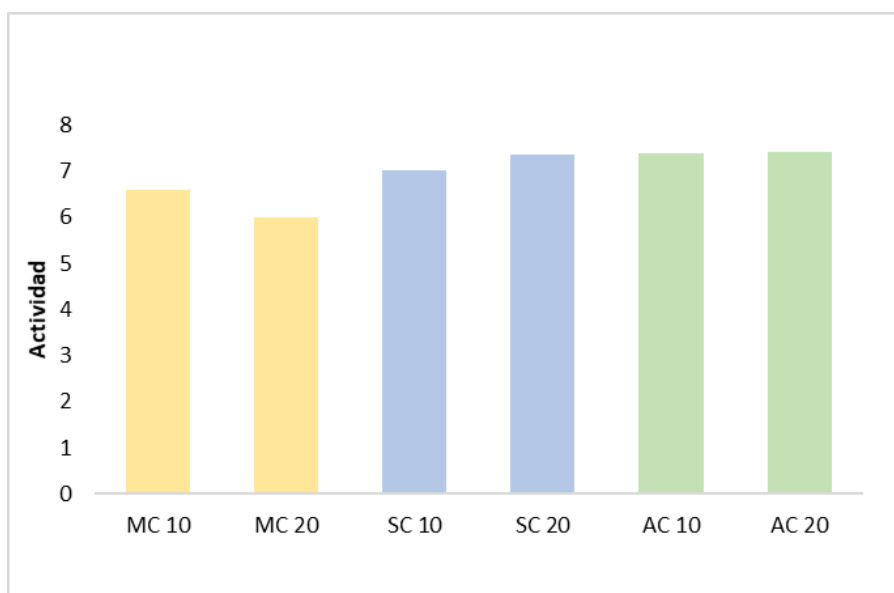
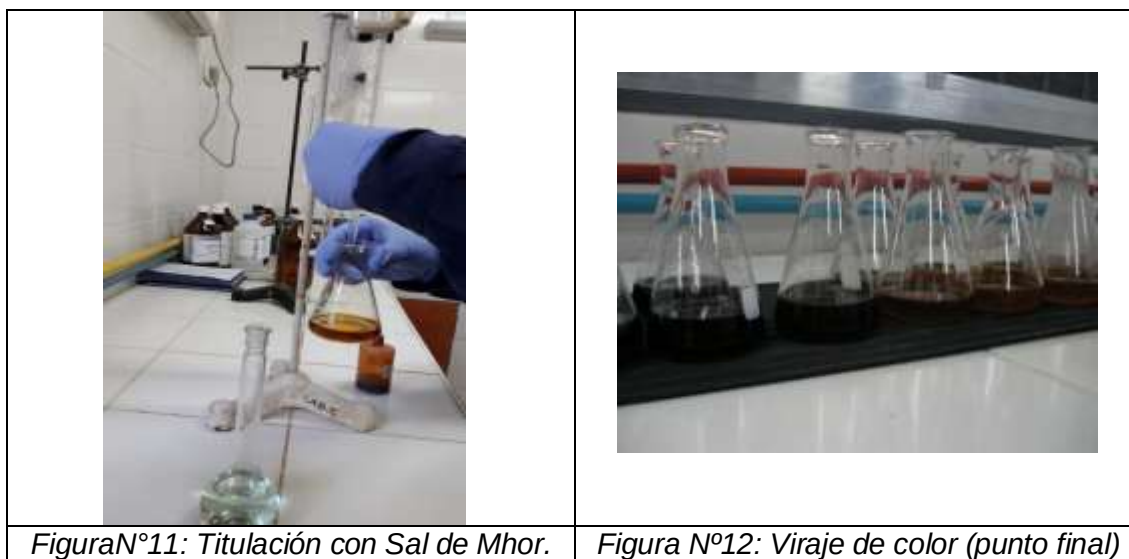


Figura N°10: Valores de pH para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC(Silvopastoril) y AC (Agricultura).

Los datos obtenidos arrojaron valores dentro del rango de mayor disponibilidad de nutrientes, es decir entre 6,5 y 7,5 no siendo estos valores una limitante para el desarrollo de cualquier cultivo. Solo quedó fuera de este rango el valor promedio de las muestras de monte para la profundidad de 10-20 cm por lo que podría pensarse que el monte, o la vegetación de sotobosque tienen una influencia a esa profundidad.

Determinación de Carbono Orgánico: Metodología de Walkey-Black. NORMA IRAM-SAGPyA 29571-2.

En un erlenmeyer se colocaron 100mg de suelo (una repetición por muestra) seco pasado por un tamiz de 0,5 mm; se agregaron 5 mL de dicromato de potasio y 10 mL de ácido sulfúrico concentrado, agitando vigorosamente durante un minuto evitando que las partículas queden adheridas a la pared del recipiente, produciendo una reacción exotérmica. Se dejó en reposo hasta alcanzar temperatura ambiente (aproximadamente 30 min), posteriormente se diluyó el preparado con un volumen de 20 mL con agua destilada, y se agitó de nuevo. Se dejó decantar y enfriar durante 30 minutos. Finalmente se añadió el indicador Ferroína (3-4 gotas) y se procedió a titular con Sal de Mhor 0,5 M hasta que se produjo el viraje de color verde brillante al rojo indicando el punto final de la reacción y se obtuvo la lectura de los mL gastados de dicha sal de Mhor (FiguraN°11 y 12).



Cabe aclarar que también se procede de la misma manera con dos soluciones testigos (blanco).
 Por último, se realizaron los cálculos y se los volcó en **Tabla A1 (Ver anexo)**.
 Los resultados se muestran en las Figura N°13.

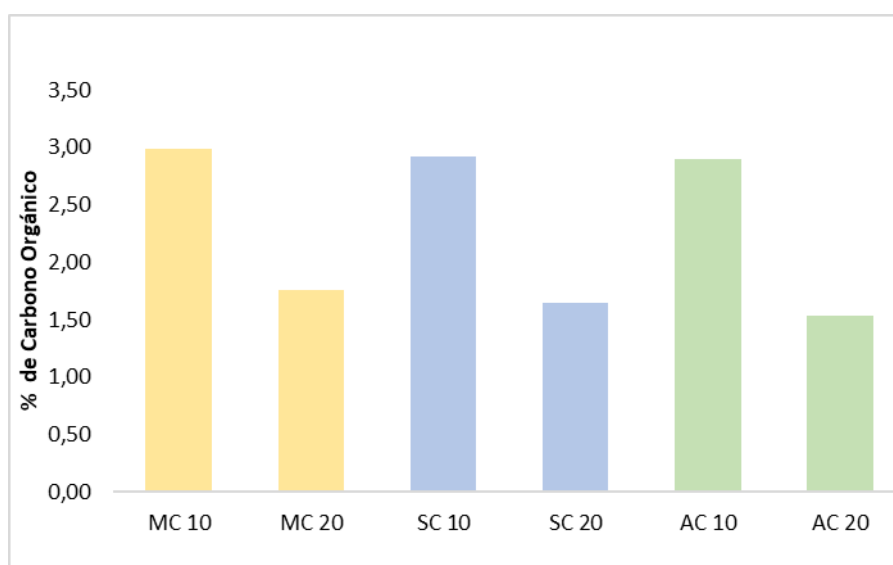


Figura N°13: Porcentaje de Carbono Orgánico para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

Como se puede ver en la Figura N°13, los mayores valores se presentaron en la primera profundidad (0-10 cm) para los tres casos dado a que en esta capa es donde se deposita el material orgánico, no habiendo grandes diferencias entre las tres situaciones. Por otra parte, se puede ver que, de 10 a 20 cm, el aporte de CO es mayor en el suelo de monte, seguido del silvopastoril y finalmente el lote agrícola. Esto es de esperar ya que el aporte de materia orgánica proveniente de la gran cantidad de árboles del monte es mucho mayor que la que aporta el cultivo. Por otra parte, el suelo

agrícola es constantemente removido sometiendo a la materia orgánica a una mineralización más acelerada.

Determinación de Nitrógeno Total: Metodología semi-micro Kjeldahl. NORMA IRAM-SAGPyA 29572-1

Se pesaron 100 mg de suelo seco (Una repetición por muestra) , desmenuzado y tamizado en un tamiz de 0,5 mm (Nº35), traspasándolo a un balón Kjeldahl de digestión. A continuación, se agregaron 3 mL de ácido sulfúrico y 200 mg de mezcla catalítica.

Luego se llevó a la campana de extracción de gases para realizar la digestión de la muestra a una temperatura inferior a 400°C durante 20-40 minutos hasta obtener una coloración clara de tonalidades verdes. Finalizada la digestión, se dejó que el material alcance la temperatura ambiente, añadiéndole luego 20 mL de agua destilada, y 20 mL de NaOH 10 mol/L con el fin de neutralizar la acidez, procediendo a colocar el balón en el destilador (Figura Nº14).

El destilado se recogió en un Erlenmeyer con 5 mL de una solución de ácido bórico que contenía una solución indicadora, hasta obtener 30-50 mL de destilado aproximadamente (Figura Nº15). Luego se tituló con ácido sulfúrico 0,025 M hasta el viraje de color del indicador, respetando el color obtenido en la titulación del blanco de ensayo (Figura Nº16).

Por último, se realizaron los cálculos para concluir la determinación. En la Figura Nº17 se pueden observar los resultados y en la Figura Nº18 se observa la relación Carbono/Nitrógeno. Los valores obtenidos se encuentran en la **Tabla A1 (Ver anexo)**

		
<i>Figura Nº14: Digestor Kjeldahl</i>	<i>Figura Nº15: Destilación</i>	<i>Figura Nº16: Titulación con Ácido Sulfúrico</i>

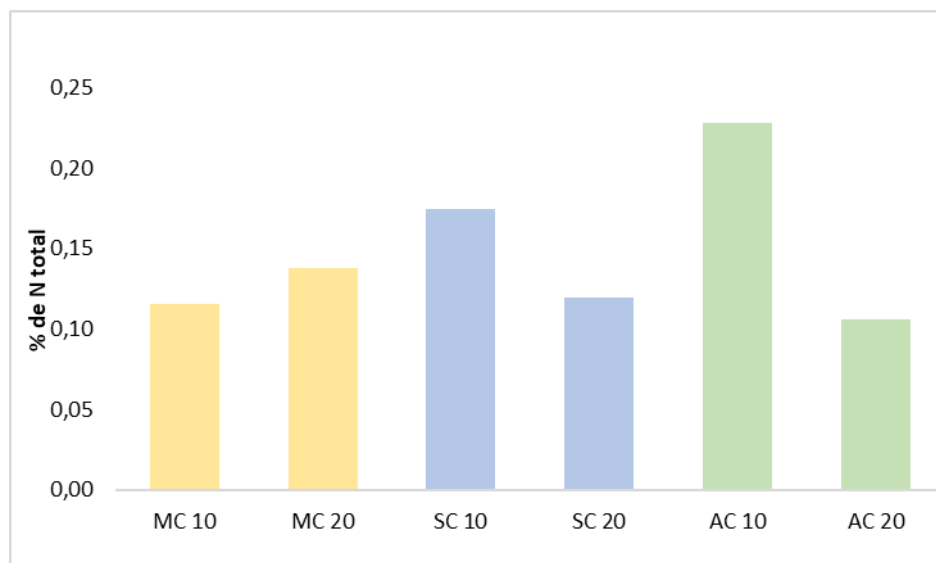


Figura N°17: Porcentaje de Nitrógeno total para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

En el gráfico se puede evidenciar que el mayor valor es el que corresponde a los primeros centímetros del lote agrícola, pudiendo deberse esto a las prácticas de fertilización, a los aportes de materia orgánica y a la alta actividad biológica en contraste con la profundidad de 10 a 20 cm.

En orden decreciente el que sigue es el lote silvopastoril, el cual posee un mayor porcentaje en los primeros centímetros por las mismas razones que el caso anterior quitando la práctica de fertilización, además debe sumarse el efecto del sistema radical de las raíces de las pasturas y las deposiciones del ganado.

Finalmente, el que tiene menos contenido es el lote de monte que mantiene las características prístinas o casi prístinas que nos indicarían cual sería el estado natural de este y otros parámetros.

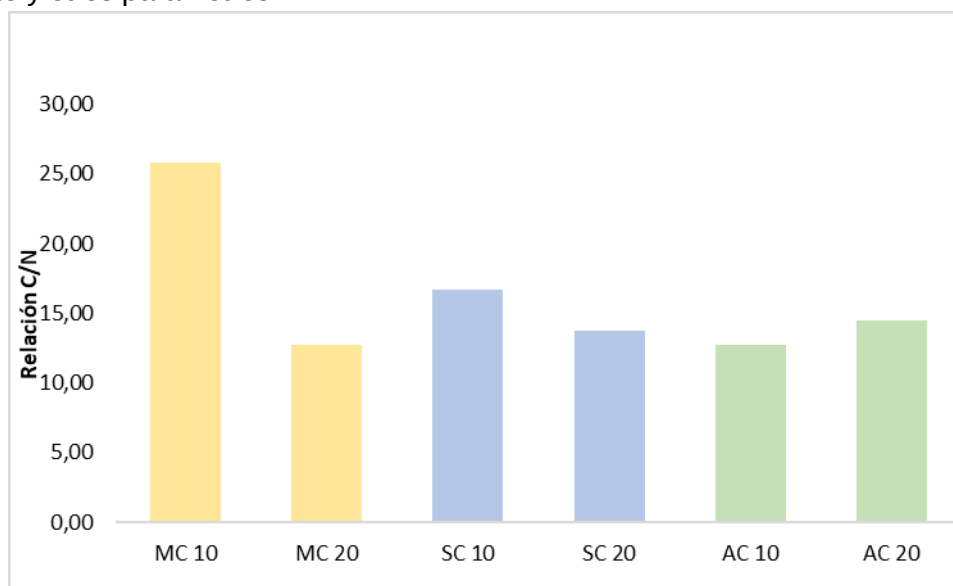


Figura N°18: Relación Carbono Orgánico/Nitrógeno Total para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

En la figura N°18 se puede observar que en la primera profundidad del suelo de monte existe muy alta relación de Carbono/Nitrógeno, evidenciando una gran cantidad de material carbonado frente al nitrogenado como se pudo ver en el gráfico anterior. También pudo verse un comportamiento similar en los primeros 10 cm de suelo del sitio silvopastoril el cual presentó una relación alta, mientras que para el sitio de agricultura ambas profundidades tendrían una moderada relación.

Determinación de Fósforo: Método Bray Kurtz N°1. Norma IRAM-SAGPyA 29570-1

Se pesaron 2 gramos de suelo seco y tamizado por tamiz de 2 mm en un tubo Falcón de 50 mL (una repetición por muestra) Luego se añadieron 35 mL de la solución extractora, se tapó y se procedió a agitar durante 5 minutos a 180 rpm en el agitador horizontal a 25°C. Se filtró con el fin de lograr el clarificado del preparado.

El paso siguiente consistió en la etapa de “desarrollo de color” (Figura N°19), para lo cual se tomó 1 mL de la muestra, se colocó en un tubo de ensayo y se agregó 9 mL de reactivo mezcla preparado en el momento. Se homogeneizó y se dejó reposar durante 30 minutos. Paso seguido se realizó la lectura de la absorbancia en el espectrofotómetro a 882 nm.

Paralelamente se realizaron los blancos de la misma forma que la muestra, pero sin el analito.

Por último, se procedió a realizar los cálculos utilizando la fórmula que se encuentra en el anexo.

Los datos obtenidos se encuentran en la **Tabla A1 (Ver anexo)** y los resultados se muestran en la figura N°20.



Figura N° 19: Desarrollo de color en fósforo

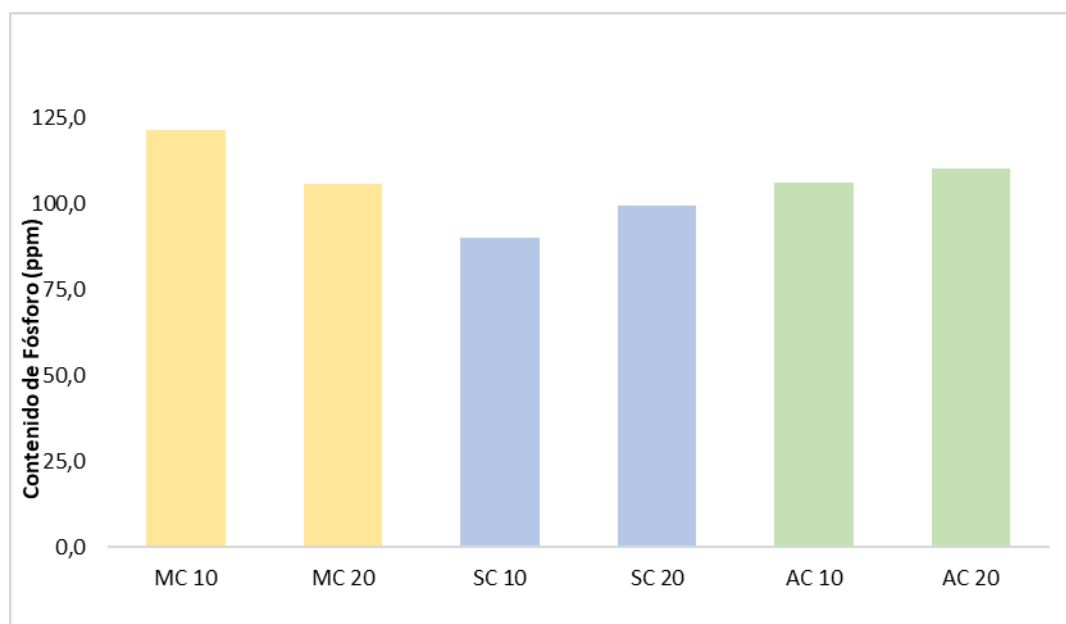


Figura N° 20: Contenido de Fósforo (ppm) para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

Como se puede ver en el gráfico todos los contenidos de fósforo están niveles más que de suficiencia, contenidos característicos de varias zonas de Chaco que en general superan los 45 ppm a diferencia de otras provincias como Corrientes que poseen contenidos de 0,5 ppm.

Los altos valores determinados concuerdan con los valores de referencia de la carta de suelo siendo más que suficientes para cualquier cultivo.

Determinaciones microbiológicas:

Actividad respiratoria, método de incubación-titulación (Schinner et al. 1996)

Para esta determinación se colocaron 30 g de suelo seco y tamizado (2mm), humedecido a capacidad de campo y colocados dentro de una bolsa de polietileno, la cual es permeable a los gases (CO_2 y O_2) e impermeable al vapor de agua (2 repeticiones por muestra). Las mismas fueron introducidas en envases de cierre hermético que tenían 30 mL de NaOH 0,5 N y algunas gotas de fenolftaleína como indicador. Se tapó perfectamente y se llevó a incubación a 28-30°C. Pasado 7 días, se tituló el NaOH con HCl 0,5N.

Para la titulación, se tomaron 5mL del NaOH del envase, y se colocaron en un Erlenmeyer de 250 mL con unas gotas de fenolftaleína (Figura N°21). Se preparó la bureta con HCl y se tituló el NaOH hasta que el indicador viró a transparente (Figura N°22). Al mismo tiempo se realizaron testigos (blanco), colocándose en un frasco los 30 mL del NaOH, las gotas de fenolftaleína y la bolsita vacía. Se hizo la lectura de la cantidad de ácido gastado en las muestras y en los blancos y por medio de la fórmula (Ver anexo) se obtuvo la cantidad de CO_2 producido. Los resultados se pueden observar en la figura N°23 y en la **Tabla A1 (Ver anexo)**.



Figura N°21: NaOH con fenolftaleína



Figura N°22: Titulación con Ácido Clorhídrico

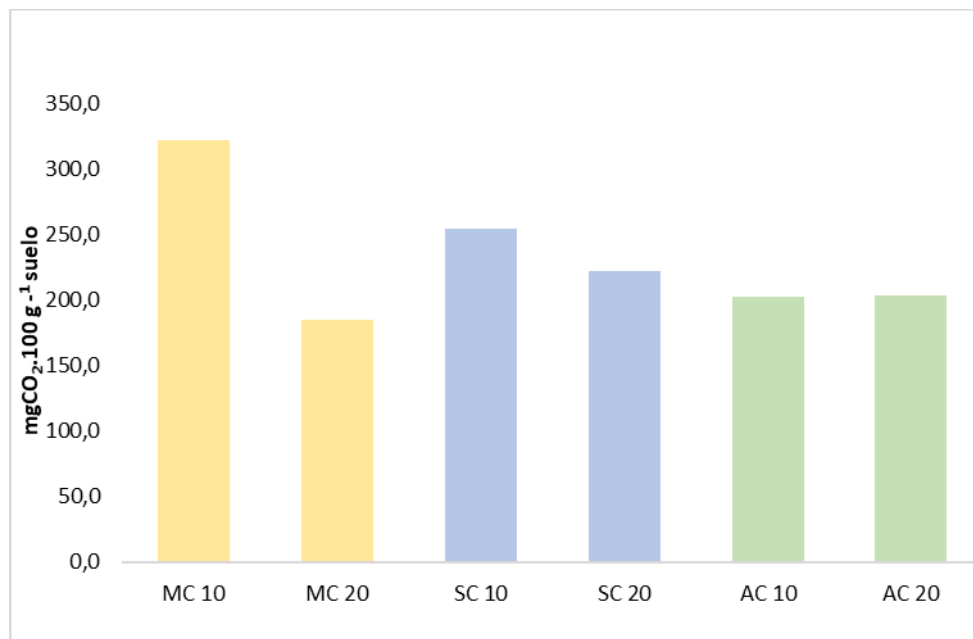


Figura N°23: Actividad respiratoria (mg de CO₂ en 100 grs de suelo seco) para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

Los resultados obtenidos en respiración microbiana evidencian mayor actividad y diferencia entre profundidades en el suelo de monte debiéndose posiblemente a que este suelo se encuentra permanentemente con hojarasca en superficie y el suelo no es removido lo que genera un ambiente propicio para el desarrollo de gran cantidad de vida en los primeros centímetros decayendo esta actividad en la siguiente profundidad de muestreo.

En el caso del lote silvopastoril las condiciones de aporte de hojarasca no son tan importantes, dada la menor cantidad de árboles. Sumado a esto último, la cantidad de radiación solar es mayor lo que también podría afectar el comportamiento de los microorganismos.

Finalmente, en el lote agrícola podemos ver que la actividad respiratoria es igual para las dos profundidades pudiendo deberse a efectos del desmonte, remoción y posterior actividad productiva.

Contenido de carbono de la biomasa microbiana:

El carbono de la biomasa microbiana (CBM) se determinó con el método de fumigación-extracción (Brookes et al., 1985) y valorado por dicromatometría y espectrofotometría. (Vance et al., 1987)

Para comenzar se realizó una curva patrón relacionando el biftalato de potasio y la absorbancia medida en el espectrofotómetro. Para esto se realizaron distintas diluciones de manera de ir obteniendo valores crecientes en la absorbancia. Cada valor fue registrado en Excel para la obtención de un gráfico de dispersión. Posteriormente se generó un R^2 repitiendo el procedimiento de obtención de curva hasta que este valor dé lo más cercano a 1. Una vez obtenido el valor más alto se genera una ecuación $y = a + bx$.

En la curva patrón se parte desde concentraciones conocidas y se refieren a valores de absorbancia. Con las muestras problema se hace el camino inverso: se parte de absorbancias y se determinan concentraciones de C de la biomasa microbiana.

Una vez obtenida la curva patrón (Fig N°24) se procedió a pesar 7,5 g de suelo en tubo tipo falcon de 50mL (seis repeticiones por muestra, tres con cloroformo y tres sin cloroformo) al cual se le agregó 2,5 mL de agua destilada (Relación 3:1 suelo: agua) y se tapó de forma NO hermética (tapón apoyado) (Figura N°25) dejando incubar durante 15 hs $\pm$ 1h a 30°C en estufa.

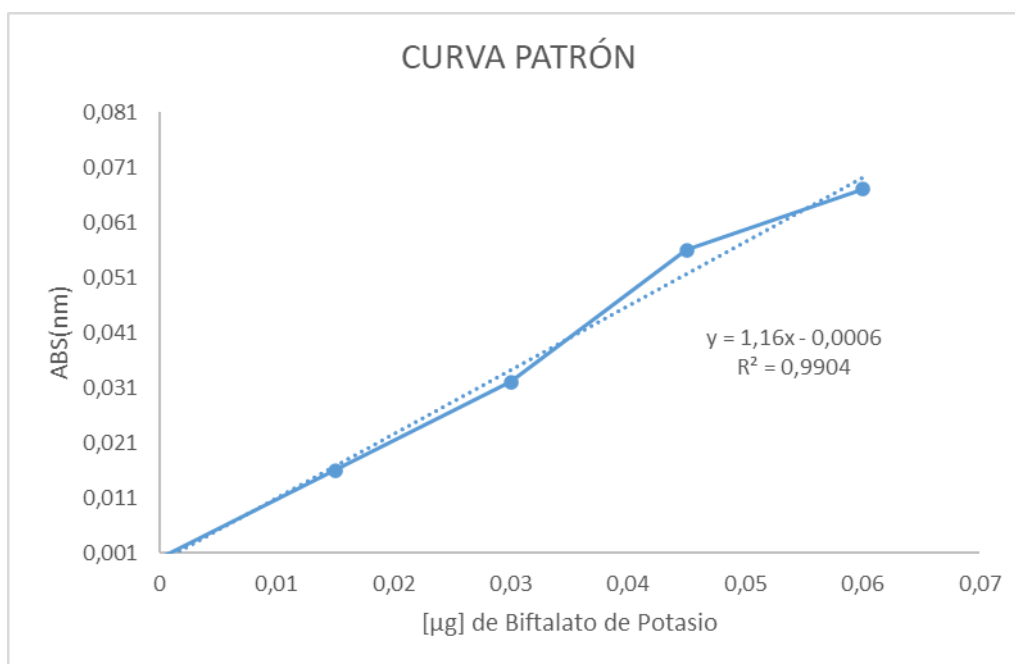


Figura N°24: Curva patrón realizada con biftalato de potasio bovina para la determinación de carbono de la biomasa microbiana en muestras de suelo.



Figura N°25: Tubos con suelos humedecidos en forma de pico de flauta y colocados en la gradilla para llevar a incubar.

Pasadas las 15 hs se fumigaron tres tubos de cada muestra con 0,4 mL de cloroformo libre de etanol (utilizado como biocida) durante 30 min tapando herméticamente (con tapa a rosca). Los otros tres tubos no se fumigaron y pasaron a ser blancos sin cloroformo.

Posteriormente se agregó a todos los tubos el extractante: 30 mL de sulfato de potasio 0.5 M y se agitó por 1 hora en agitador mecánico, acostando los tubos cerrados herméticamente (Figura N°26), luego se centrifugó a 2000 r.p.m. durante 15 min. (Figura N°27)



Figura N°26: Agitación de los tubos en forma horizontal



Figura N°27: Centrifugado a 2000 r.p.m. por 15 minutos

A continuación, se procedió a filtrar con papel de filtro banda azul y se recogió el extracto en tubos tipo FALCON de 50 mL limpios. (FiguraN°28 y 29).



Figura N°28: Filtrado de la muestra con filtro banda azul

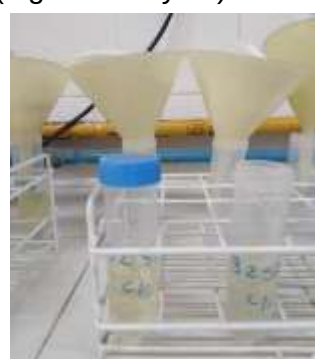


Figura N°29: Recolección del extracto en tubos limpios

Una vez filtrado se agregó 4 mL del extracto al tubo de digestión previamente rotulado (un tubo por extracto), y se adicionó 1 mL de dicromato de potasio 0,0667 M y por último se agregó 4 mL de H_2SO_4 con el cuidado de ir agitando cada 1 mL dispensado (reacción muy exotérmica), al finalizar, se pasó por el vórtex para homogeneizar. Se realizó un blanco (para llevar a cero el espectrofotómetro) donde el extracto fue reemplazado por agua destilada.

Posteriormente se digirió a 140°C en la placa digestora (Figura N°30 y 31)



Figura N°30: Digestión del extracto a 140°C por 30 minutos



Figura N°31: Extracto luego de la digestión. Se observa distintas coloraciones según el contenido de Biomasa microbiana.

Una vez enfriada la muestra se le agregó 1mL de agua destilada, se homogenizó con el vortex y se midió absorbancia con el espectrofotómetro con la longitud de onda configurada en 590 nm. (FiguraN°32 y 33)



Figura N°32: Celda del espectrofotómetro con el extracto a medir.



Figura N°33: Espectrofotómetro

El carbono de la biomasa microbiana se calculó por la diferencia entre la muestra fumigada y no fumigada, utilizando un factor de corrección denominado kc (constante determinada que representa la fracción de la biomasa total del suelo que puede ser mineralizada en estas condiciones) (Vance et al. 1987).

No se pudieron finalizar los análisis por las restricciones de acceso a la universidad por medio del Decreto Nacional a raíz de la pandemia del Covid-19, pero se pudieron obtener resultados del sitio de monte para las dos profundidades (Fig N°34)

Los resultados están volcados en la **Tabla A2 (Ver anexo)**

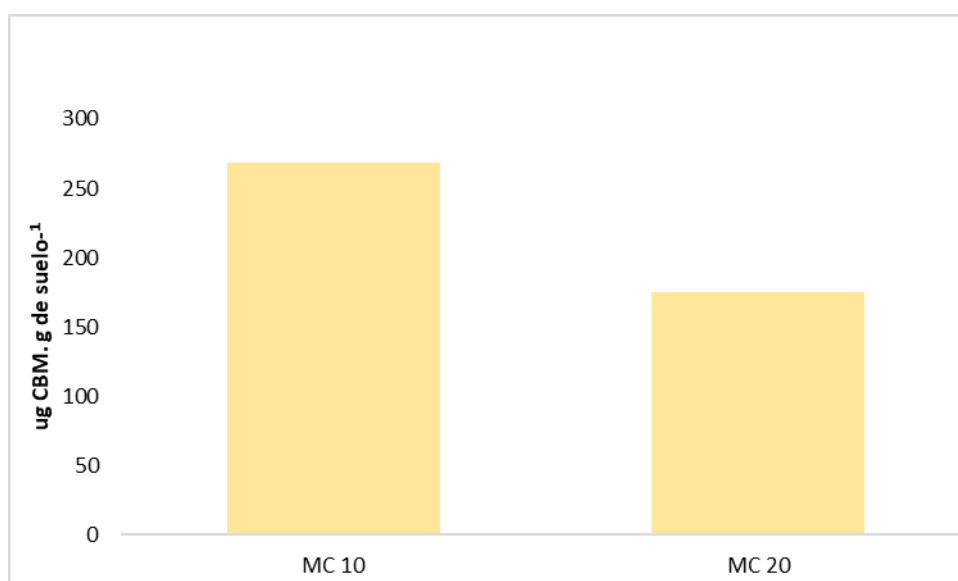


Figura N° 34: Contenido de la Biomasa Microbiana (ug CBM. g de suelo⁻¹) para las profundidades 0-10 y 10-20 cm del sitio MC (Monte).

En el gráfico, cómo era de esperar, se pudo determinar mayor contenido de Carbono de la biomasa microbiana en la primera profundidad, siendo un 53% mayor que de 10-20 cm de profundidad. Esto se debe a el constante aporte de material orgánico de la biodiversidad del lugar y las condiciones ambientales más propicias (temperatura, oxígeno y humedad).

Cuantificación de Glomalina Fácilmente Extraíble (GFE)

Las proteínas del suelo reactiva a Bradford-BRSP (glomalina fácilmente extraíble) (GFE) se determinaron por el método de Wright et al. 1996. Se tomó 0,25 g de suelo en tubos de plástico de 15 mL (tres repeticiones por muestra) (Figura N°35) a los que se le añadieron 2mL de Na₃C₆H₅O₇ (citrato de sodio) 20 mM (pH 7,0) como extractante, lo mismo se realizó con un tubo para el blanco (sin suelo, con Na₃C₆H₅O₇), se taparon los mismos con papel aluminio y se autoclavaron a 121°C por 30 minutos a 1 atm (Figura N°36). Cuando disminuyó la presión en el equipo y se enfriaron los tubos a temperatura ambiente se procedió a centrifugar a 1000 rpm por 5 minutos y se tomaron las alícuotas del sobrenadante en tubos eppendorf rotulados previamente (Figura N°37) de los cuales se extrajeron en los tubos de ensayo 1mL del extractante, al cual se le agregaron 5mL de Reactivo de Bradford (Figura N°38) y se homogeneizaron las muestras con el vortex, para luego medir la absorbancia a con el espectrofotómetro a 595 nm. (Figura N°39 y 40). En simultáneo se construyó una curva de calibración con albúmina de bovino (Figura N°42), que comprendía concentraciones en el rango de 2,5 hasta 35 µg. Las concentraciones de GFE se expresaron en mg.g⁻¹ de suelo. Los resultados se muestran en la Figura N°41 y en la **Tabla A1 (Ver anexo)**

		
<i>Figura N°35: Pesaje de muestras en tubos de plástico.</i>	<i>Figura N°36: Autoclaves utilizados para la extracción.</i>	<i>Figura N°38: Preparación de Reactivo de Bradford con azul de Coomassie.</i>
		
<i>Figura N°37: Tubos eppendorf con muestra problema</i>	<i>Figura N°39: Soluciones de glomalina y reactivo de Bradford listas para medir.</i>	<i>Figura N°40: Medición de absorbancia en espectrofotómetro.</i>

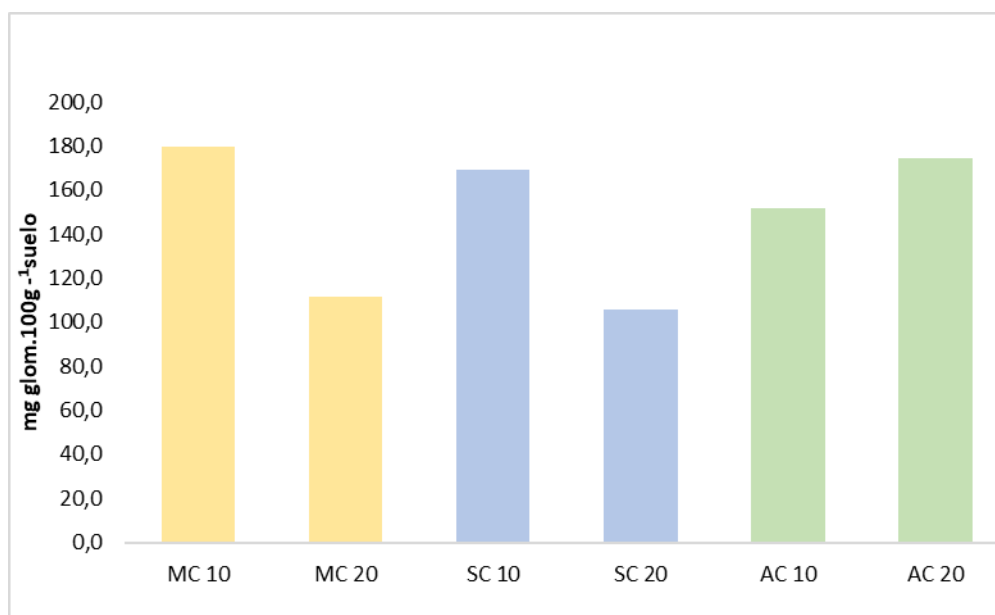


Figura N°41: Glomalina fácilmente extraíble (mg de glomalina en 100 gr de suelo seco), para las profundidades 0-10 y 10-20 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

En el gráfico puede evidenciarse que para los dos primeros sitios la glomalina disminuye en profundidad pudiendo deberse a la menor presencia de raíces. Sin embargo, en el sistema agricultura se observa que el sistema favorece el desarrollo de hongos totales y de actinomicetes en el suelo para las dos profundidades, dejando en evidencia que este parámetro un indicador apropiado para evaluar el efecto de la labranza sobre la salud edáfica.

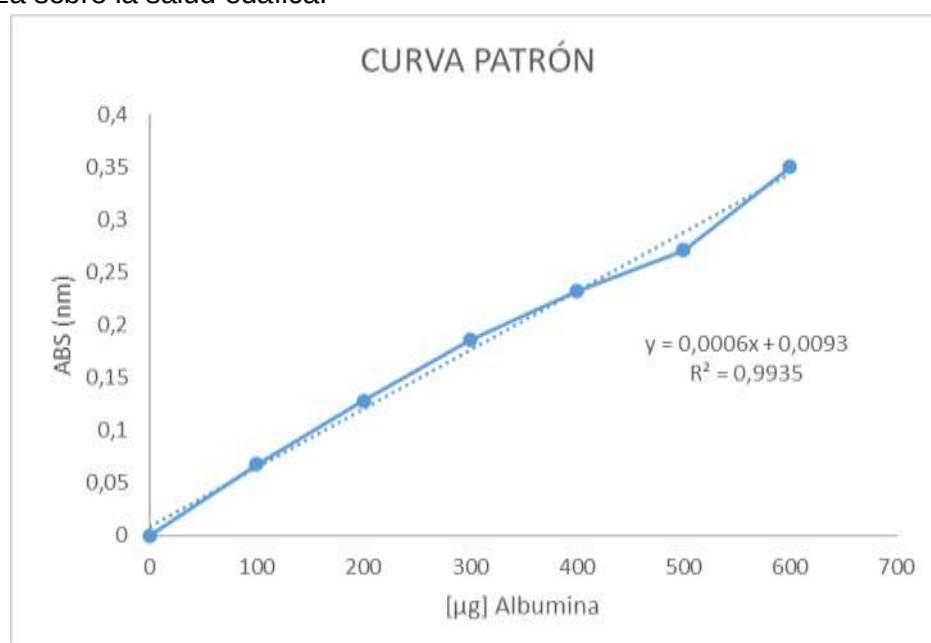


Figura N°42: Curva patrón realizada con albúmina bovina para la determinación de glomalina en muestras de suelo.

Nitrógeno potencialmente mineralizable (NPM) (Método de Waring y Brenmer modificado por Keeney y Nelson 1932):

La estimación del NPM, se basa en una incubación anaeróbica corta a 40°C. El N-NH4+, producido durante un corto período anaeróbico de incubación (NAN), es extractado con CLK y luego destilado. Esta destilación es recogida en ácido bórico con un indicador, para luego determinar el N-NH4+ de la muestra por medio de una titulación con ácido sulfúrico diluido (exactamente valorado). Es importante mencionar también, que para conocer el valor del NAN, hay que realizar la extracción del nitrógeno inicial (N-NH4+ del suelo sin incubar) (Gianello y Bremner 1986; Mulvaney 1996). La diferencia entre ambos permitirá determinar el nitrógeno orgánico mineralizado anaeróbicamente (NAN), proveniente de la materia orgánica lábil. Esta variable NAN ha sido propuesta como un estimador rápido y preciso de NPM, ya que existe una alta correlación entre ellos (Echeverría et al. 2000; Soon et al. 2007).

Para la técnica se pesaron 5 g suelo (dos repeticiones por muestra, en una muestra se determina el nitrógeno inicial y en la otra el nitrógeno total incubado). En la determinación de nitrógeno inicial se colocó 30 mL de CLK 2 N, se agitó 1 hora y se centrifugó por 6 minutos. (Figura N°43 y 44) Se tomó una alícuota de 10 mL +25 mL agua+3 mL NaOH 10 N y se determinó el NH4 producido por destilación por arrastre de vapor. (Figura N°45) recibiendo el destilado en 5 mL de H3B3O4, y se tituló con H2SO4 0,01 N estandarizado. El nitrógeno total se determinó agregando 15 ml de agua destilada e incubando por 7 días a 40°C. (Figura N°46). Luego de la incubación se agregó 15 mL de CLK 4 N y se procedió de la misma manera que en el nitrógeno inicial. Una vez obtenido los valores del nitrógeno inicial y el total incubado se realizó la diferencia para obtener el nitrógeno potencialmente mineralizable.

$$NPM = NTincubado - NTinicial$$

			
Figura N°43: Agitador mecánico con muestras	Figura N°44: Centrifugado de muestras.	Figura N°45: Destilación por arrastre de vapor para determinación de Nitrógeno Inicial y Total	Figura N°46: Muestras incubando en estufa para Nitrógeno Total.

Se aprendió la técnica para la obtención del nitrógeno potencialmente mineralizable obteniendo casi el 50% de los datos como se muestran en la **Tabla A3 (Ver anexo)**.

Hidrólisis de Diacetato de Fluoresceína (FDA)

El método de FDA consiste en la cuantificación espectrofotométrica de la fluoresceína producida como resultado de la acción de enzimas microbianas como proteasas, lipasas, esterasas contenidas en el suelo.

Se realizó una curva patrón con fluoresceína sódica a concentraciones conocidas medidas en el espectrofotómetro a λ 490 nm (Figura N°47 y 48).

Una vez obtenida la curva patrón, se pesó 1 g de suelo fresco (tres repeticiones por muestra) y luego se esterilizó en autoclave 3 veces a 121°C durante 20 min cada vez. Una vez autoclavadas las muestras se añadieron a cada frasco 10 ml de buffer Na_3PO_4 60 mM, pH 7,6 y 100 μl de diacetato de fluoresceína (1 mg/ml) como sustrato para las enzimas presentes en las muestras de suelo y se mezcló. Por otra parte se realizó un blanco que se preparó con 10 ml de buffer Na_3PO_4 60 mM, pH 7,6 y 100 μl de diacetato de fluoresceína (1 mg/ml), sin suelo. Luego se incubó a 25 °C durante 2 h con agitación posteriormente se agregó 10 ml de acetona para detener la reacción y extraer la fluoresceína liberada. Se filtró con papel de filtro en embudo y el filtrado (Figura N°49) se conservó para cuantificar espectrofotométricamente a λ 490 nm (Figura N°50) y comparar con los valores de la curva patrón para determinar la concentración de fluoresceína.



Figura N°47: Preparación de la curva patrón con diferentes concentraciones de fluoresceína sódica.

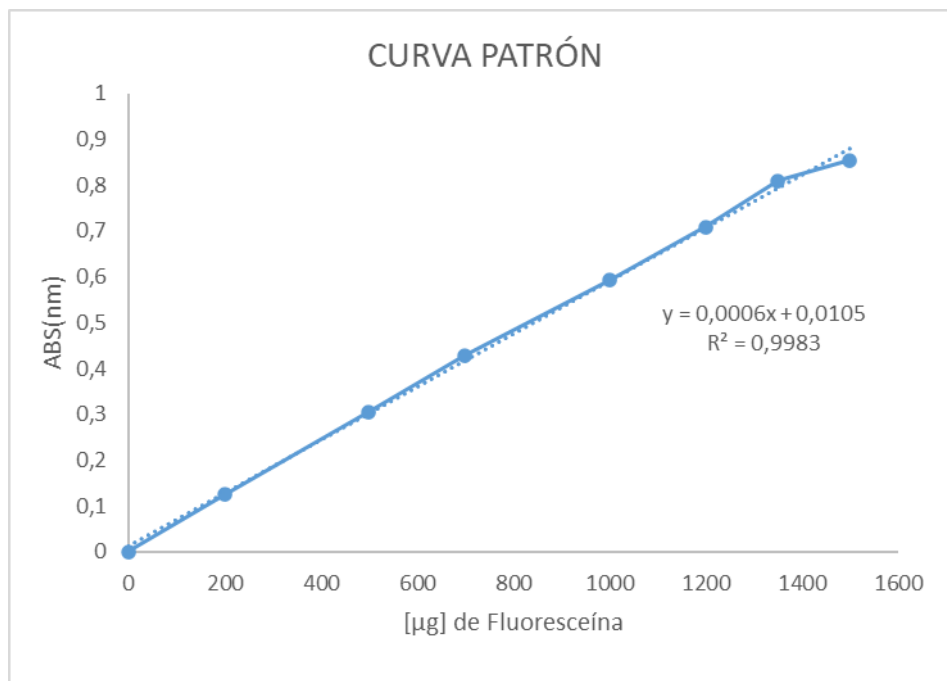


Figura N°48: Curva patrón realizada con fluoresceína sódica para la determinación de la actividad hidrolítica en muestras de suelo.

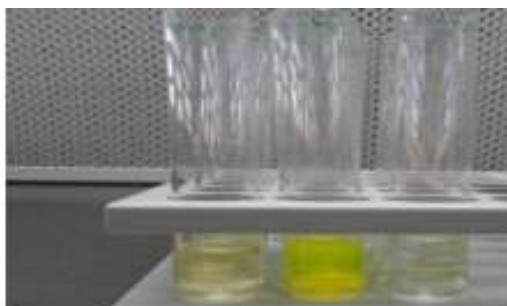


Figura N°49. Tubos conteniendo el filtrado del blanco (sin suelo), muestra de suelo problema, y muestra de suelo esterilizado (control), indicados de izquierda a derecha, respectivamente.



Figura N°50: Lectura en el espectrofotómetro.

Se adquirió destreza y se puso a punto la técnica para la determinación de la actividad hidrolítica de enzimas microbianas por el método de diacetato de fluoresceína.

Se muestran los datos obtenidos en la Figura N° 51 y en la **Tabla A4 (Ver anexo)**.

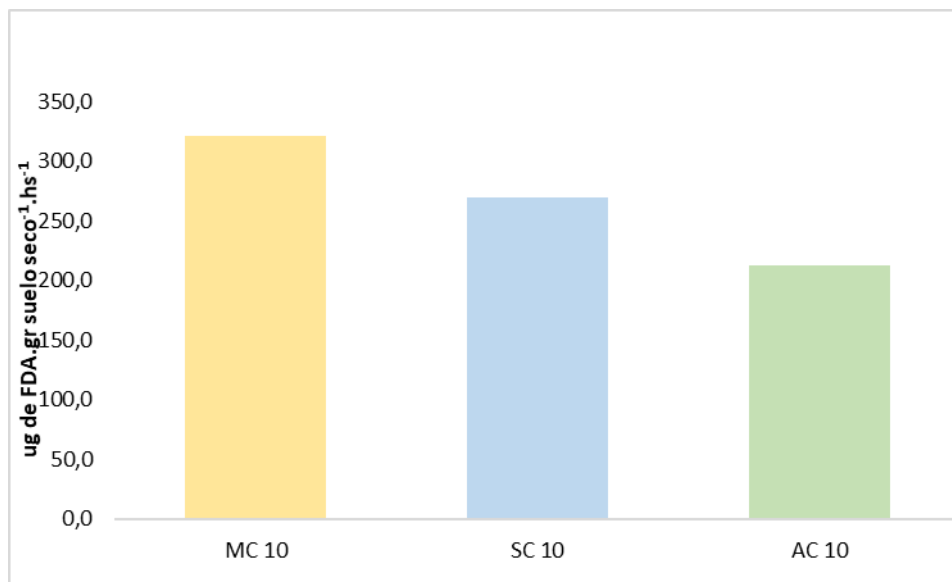


Figura N° 51: FDA (ug de FDA. gramos suelo seco⁻¹. hora⁻¹) para las profundidades 0-10 cm de los sitios MC (Monte); SC (Silvopastoril) y AC (Agricultura).

En este gráfico (N° 51) podemos ver lo que en general se pudo ver a lo largo de la tesina, una mayor actividad microbiana evidenciada por la hidrólisis de diacetato de fluoresceína, es decir la actividad enzimática, en la situación de monte seguida por la silvopastoril y finalmente la de agricultura. Si bien en esta determinación solo se pudo obtener datos de la primera profundidad, se sabe por la bibliografía consultada y por las determinaciones previas dentro de esta pasantía que la mayor actividad microbiana se encontraría en la primera profundidad en todos los casos.

6. Otras tareas desarrolladas

Análisis de suelos en ensayo de mamón fertilizado con bokashi

El ensayo fue llevado adelante por el INTA de Colonia Benítez y fue invitado a participar el Instituto Agrotécnico.

El bokashi es un biopreparado sólido fermentado aeróbico resultante de la descomposición natural de la materia orgánica por acción de los microorganismos. Los ingredientes para elaborarlo pueden variar dependiendo de cada lugar, por eso es importante conocer el proceso general para su preparación y para qué sirve cada uno de ellos, puede ser preparado por los mismos productores y los mejores ingredientes son los que tienen a su alcance. Para el correcto proceso es necesario contar con: Materia vegetal, materia mineral y microorganismos.

Profesionales del INTA realizaron esta biofertilización en etapas iniciales del cultivo y el Agrotécnico participó de tareas de muestreo de un ensayo de bokashi para el análisis de parámetros químicos y biológicos. Para esto se tomaron muestras compuestas por planta, 4 submuestras en los puntos cardinales de las plantas a una profundidad de 20cm. (Figura 51 y 52)

Los resultados preliminares en el suelo, realizado por el laboratorio de Suelos del Instituto Agrotécnico, muestran que donde se ha aplicado bokashi hay un incremento en nutrientes como Calcio, Potasio y Magnesio. Esta tendencia también se observa en los rendimientos, por el número y peso de frutos, tanto los que tienen como destino la elaboración de dulces como para consumo en fresco.



Figura N°51 y 52: Muestreo de suelo en cultivo de mamón en invernadero con ingenieros de INTA e Instituto Agrotécnico.

Beca CIN

Esta pasantía estuvo enmarcada en un proyecto de Beca CIN del Consejo interuniversitario Nacional titulado “Evaluación de parámetros químicos y biológicos en agroecosistemas en zonas con cambio de uso de suelo en la Provincia del Chaco”. La duración de esta fue desde junio de 2019 a junio del 2020.

El trabajo realizado generó información del área de expansión agrícola de la Provincia del Chaco. Por otra parte, me permitió interactuar con distintos profesionales del medio y con el equipo de laboratorio del Instituto.

Con el trabajo realizado se participó del **XXVII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo (AÑO 2020)** para lo cual se debió defenderlo de manera virtual por zoom siendo una experiencia sumamente enriquecedora.



XXVII

Congreso Argentino
de la Ciencia del Suelo

"Suelos: Desafíos para una producción y desarrollo sustentables"

Sociedad Argentina de Suelos
CONSEJO INTERINSTITUCIONAL

AACCS

Asociación Argentina
de Ciencia del Suelo

"El suelo es el fundamento de nuestra vida"

DETERMINACIÓN DE VARIABLES QUÍMICAS Y BIOLÓGICAS EN UN SUELO PRODUCTIVO EN EL IMPENETRABLE CHAQUEÑO

Vulakovich¹ E., C.E. Sotelo¹, G.L. Pérez¹, N.P. Mansilla¹, B.M. Ballatore¹, M.C. Castellán¹¹Instituto Agronómico, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Nordeste - Dirección de Suelos y Agua Rural-Provincia del Chaco.Las Heras 727. CP: 3500. Resistencia, Provincia del Chaco. vulakovich@gmail.com

INTRODUCCIÓN

El cambio del uso del suelo, y la necesidad de mejorar la sostenibilidad de las prácticas agropecuarias, ha llevado a la adopción generalizada de los procesos de mínimo impacto. Las comunidades microbianas pueden ser consideradas una propiedad biológica dinámica del suelo que cambia frecuentemente en respuesta al uso y manejo. Dado que la actividad enzimática está influenciada por factores físicos, químicos y biológicos, son usadas como índices de actividad microbiana, respondiendo rápidamente a los cambios en el ambiente.



El OBJETIVO del trabajo fue comparar el efecto de distintos sistemas de producción en un suelo a través de variables químicas y biológicas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Las muestras fueron recolectadas en la localidad de J. J. Castell - Provincia del Chaco. Se tomaron 5 muestras compuestas (por 10 submuestras) a una profundidad de 0-10 cm. Los sistemas productivos elegidos fueron: silvopastoril (SC), agricultura (AC) y monte (MC) como situación inicial, de la misma serie de suelos. Las variables analizadas fueron: carbono orgánico (CO), nitrógeno total (N); pH (relación suelo agua 1: 2,5); fósforo (P); sodio (Na); conductividad eléctrica (CE) (relación suelo agua 1:2,5); glomalina (GFE); actividad biológica global.



RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados mostraron diferencias estadísticas en el pH entre sistemas. Esto podría deberse a las características de la materia orgánica y cambios en la CE. Esta última variable también mostró diferencias.

En las variables, Na, P y CO no hubo diferencias estadísticas significativas. Los resultados obtenidos en respiración microbiana, fueron más altos estadísticamente en el monte (323 mg CO₂-100g⁻¹suelo). En cuanto a GFE los valores encontrados superaron los 150 mg.100g⁻¹suelo no encontrándose diferencias significativas.

Test Tukey Alfa=0,05 DM5=88,42261

TRAT	GFE	P	N	CO	Na	CE
MC 10	179,44 a	121,58 a	0,23 a	2,19 a	0,82 a	0,14 a
SC 10	180,25 a	105,25 a	0,18 ab	2,10 a	1,20 a	0,23 a
AC 10	151,7 a	80,9 a	0,17 b	2,85 a	1,78 a	0,26 a

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

Análisis de componentes principales



Por otra parte, en el sistema agrícola el N fue mayor, diferenciándose estadísticamente del monte y silvopastoril.

El sistema agricultura está más asociado a las variables Na, pH, CE y N y el sistema monte a las variables glomalina, respiración microbiana y CO. La componente principal 1 divide a la agricultura de monte y silvopastoril.

CONCLUSIÓN

Los resultados sugieren que el sistema agricultura tiende a aumentar más rápidamente la CE, pH y contenido de sodio, alterando las propiedades químicas y biológicas en mayor medida que un sistema silvopastoril. La variable biológica que evidenció cambios significativos entre sistemas fue la respiración microbiana.

PALABRAS CLAVE: Silvopastoril; Agricultura; Monte.

FICHERO Y 329 (RS- C4)

vulakovich@unne.edu.ar TEL 3734-443737

7. COMENTARIOS FINALES

Esta práctica me permitió conocer la situación en la que se encuentra la producción agrícola en la zona de Castelli. Además, evaluar el efecto del desmonte en los distintos manejos de suelo y las consecuencias de esta.

Adquirí experiencia en el procesamiento de muestras de suelos y su posterior análisis a través de los métodos de laboratorio utilizados a nivel nacional (Normas IRAM y SAMLA).

Observe que el diagnóstico de la capacidad productiva de un suelo es un acto profesional que requiere de cierta experiencia a campo y entrenamiento en el manejo de información cartográfica y de análisis de suelo.

También aprendí que lo primero que debe hacerse es un estudio previo al viaje de campo en base a material cartográfico e imágenes satelitales y que la evaluación realizada en gabinete siempre debe ser chequeada a campo.

Los resultados obtenidos ponen en evidencia la importancia de las variables biológicas como indicadores sensibles e instrumentos cuantitativos de diagnóstico para la toma de decisiones según las condiciones de cada agroecosistema. El sistema agricultura está más asociado a las variables pH y nitrógeno, mientras que la actividad microbiana medida a través de la respiración microbiana y GFE también son bioindicadores confiables para cuantificar el efecto de las prácticas de manejo sobre la calidad del suelo. Asimismo, en el sistema monte se encontraron respuestas significativas para las variables GFE, respiración y pH, alterando las propiedades químicas y biológicas en mayor medida que un sistema agrícola-ganadera. La variable biológica que evidenció cambios significativos entre sistemas fue la respiración microbiana detectando cambios producidos entre la situación prístina y la agrícola-ganadera.

8. **Bibliografía:**

- Albanesi, A., A. Anriquez, C. Kunst, C. López. (2003). Calidad de suelo. Propiedades biológicas y evaluación en ecosistemas semiáridos. En: Albanesi et al. (ed) Microbiología Agrícola. Un aporte de la investigación argentina. UNSE ISBN 987-99083-X. 7:22.
- Anderson, J. 1982. Soil respiration. In: Page AL, Miller RH, Keeney DR (eds) Methods of soil analysis: 2. Chemical and microbiological properties. Am Soc Agron, Madison, Wisconsin, pp 467-476.
- Baridón, J.E. (2015). "Cambios Físicos, Químicos Y Microbiológicos En Suelos Subtropicales de La Provincia de Formosa Ante El Proceso de Agriculturización. Un Aporte Al Conocimiento de La Calidad Del Suelo Y Sus Indicadores." Universidad de La Plata. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/50830>.
- Bisset, A., A. Richardson., G. Baker., J. Kirkegaard&P. Thrall. (2013). Bacterial community response to tillage and nutrient additions in a long-term wheat cropping experiment. Soil Biology & Biochemistry 58: 281 -292.
- Bouma, J. (1997). The land use system approach to planning sustainable land management at several scales. ITC Journal ¾ Enchede. The Netherlands. pp 237-242.
- Brookes, P.C., Landman A., Pruden G., Jenkinson D.S. (1985). Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: A rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. Soil Biol. Biochem. 22: 725-727.
- Castelan M.E., Ciotti EM, Hack CM, Porta M, Tomei D. (2009). Aplicación de indicadores de sustentabilidad en dos ambientes pastoriles de Formosa. V Congreso Nacional para el manejo de pastizales - II Congreso del Mercosur - I Jornada Técnica de productores.
- Dalurzo, H.C., D. Toledo y S. Vásquez. (2005). Estimación de parámetros químicos y biológicos en oxisoles con uso citrícola. Ciencias del Suelo Argentina 23 2: 159-165, 159
- Díaz, B. et al. (2005). Evaluación de la sostenibilidad del manejo del suelo Pardo con Carbonato (Inceptisol) a través de indicadores de calidad del mismo. Centro Agrícola. 32 (2):73
- Echeverría, H. E., San Martín, N., & Bergonzi, R. (2000). Métodos rápidos de estimación del nitrógeno potencialmente mineralizable en suelos. Ciencia del Suelo, 18(1), 9-16.
- Espinoza, Y. (2004). Calidad de la materia orgánica bajo diferentes prácticas de manejo en un suelo ácido tropical. Revista de la Facultad de Agronomía, 21(2), 126-141. Recuperado en 31 de agosto de 2021, de http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-78182004000200003&lng=es&tlng=pt

- Dick, R, D. Breakwell y R. Turko. (1996). Soil enzyme activities and biodiversity measures as integrative microbiological indicators. Methods for assessing soil quality. SSSA Spec Publication 49. p 3-21
- Doran, JW& TB Parkin. (1994). Defining and assessing soil quality. En: Doran, JW, Coleman, DC, Bezdiceck, DF, Stewart, BA (Eds). Defining soil quality for a sustainable environment, vol.35. Madison, WI: Soil Sci. Soc. Amer. Special Publications. p.3–21.
- Gómez Y., J. Paolini y R.M. Hernández. (2008). Sustitución de la sabana nativa con plantaciones de *Pinus caribaea* (Pinaceae) en Venezuela: efecto sobre parámetros indicadores de cambios en el carbono del suelo. Rev. Biol. Trop. Vol. 56 (4):2041-2053 Norma IRAM-SAGPyA 29571:2011.
- Gianello, C., and J. Bremner. 1986. Comparison of chemical methods of assessing potentially available organic nitrogen in soil. *Comm. Soil Sci. Plant Anal.*
- IRAM S. (2009). Norma IRAM-SAGPyA 29578:2009. Calidad ambiental - Calidad del suelo. Pretratamiento de muestras de suelo de uso agropecuario para análisis físicos y químicos con secado en estufa.
- IRAM S. (2009). Norma IRAM- SAGPyA 29571-2:2009. Determinación de materia orgánica en suelos. Parte 2- Determinación de carbono orgánico oxidable por mezcla oxidante fuerte, escala semimicro.
- IRAM S. (2009). Norma IRAM- SAGPyA 29572:2009. Determinación de nitrógeno en suelo por el método Kjeldahl modificado.
- IRAM S. (2009). Norma IRAM- SAGPyA 29574:2009. Determinación del pH en suelo para uso agropecuario.
- IRAM S. (2010). Norma IRAM- SAGPyA 29570-1:2010. Determinación de fósforo extraíble en suelos. Parte 1- Método BrayKurtz 1 modificado (Extracción con solución de fluoruro de amonio-ácido clorhídrico).
- Jenkinson, D.S. y Ladd, J.N. (1981). Microbial biomass in soil: measurement, and turnover. En: Paul, E.A. y Ladd, J.N. (Eds.). Soil Biochemistry, vol 5. Marcel Dekker Inc. New York and Basel. pp 415-471.
- Karlen, D.I., M.J. Mausbach., J.W. Doran., R.G. Cline., R.F. Harris&G.E. Schuman. (1997). Soil quality: a concept, definition, and framework for evaluation. Soil. Sci. Soc. Am. J. 61: 4-10
- Kibblewhite, M.G., K. Ritz&M.J. Swift. (2008). Soil health in agricultural systems, Philos, Trans. R. Soc. Lond. B. Biol. Sci. 363 (1492): 685-701.
- Ley 26331 (2007) -<https://www.argentina.gob.ar/normativa/nacional/ley-26331-136125>, consulta: octubre 2020.
- Liborio Balota, E., Kanashiro, M., Colozzi Filho, A., Souza Andrade, D., & Dick, R. P. (2004). Soil enzyme activities under long-term tillage and crop rotation systems in Sub Tropical Agro-Ecosystems. Brazilian Journal of Microbiology, 35, 300-306.

- Marinari, S., Mancinelli, R., Campiglia, E., Grego, S., (2006). Chemical and biological indicators of soil quality in organic and conventional farming systems in Central Italy. *Ecol. Indicators* 6, 701–711.
- Mosse B. & J.M. Phillips. (1971). The influence of phosphate and other nutrients on the development of vesicular-arbuscular mycorrhiza in culture. *J. Gen. Microbiol.* 1971: 157-166.
- Mulvaney, R.L. (1996) Chemical methods: Nitrogen—inorganic forms. In *Methods of Soil Analysis, Part 3*; SSSA: Madison, Wisco.
- Oluwatosin G.A., Adeyolanu O.D., Ogunkunle A. O., Idowu O. J. (2006). From land capability classification to soil quality: and assessment. *Tropical and Subtropical Agroecosystems (Méjico)*, Vol.6 (2):45-55
- Pérez, G.L.; Sotelo, C.E.; Sirio A.A.; Carnicer S.; Mansilla, N.P.; Fernández López C.; Castelán, M.E. (2020). Análisis comparativo de suelos cultivados y de monte de la provincia del Chaco, Argentina *Rev. Agron. Noroeste Argent.* 40 (2): 91-101.
- Piccolo G.A., Galantini J. A., Rosell R. A. (2004). Organic carbon Fractions in a yerba mate plantation on a subtropical Kandihumult of Argentina. *Geoderma* 123 (2004), 333-341.
- Purin, S., Klauber Filho, O. (2010). Glomalina: nova abordagem para entendermos a biologia dos fungos micorrizicos arbusculares. En: (Eds.) Siqueira J. O., Souza F. A., Cardoso E. J. B. N., y Tsai S. M., *Micorrizas: 30 años de pesquisas no Brasil*, Edit. Lavras. UFLA, Brasil, pp. 503-524.
- Rodríguez-Yon Y., Chiriboga-Morocho R., Concha-Egas T. G., y de León-Lima, D. P. (2020). Caracterización de las fracciones de glomalina en suelos Ferralíticos Rojos con diferente uso. *Cultivos Tropicales*, 41(4), e04. Epub 01 de diciembre de 2020. Recuperado en 10 de junio de 2021, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S025859362020000400004&lng=es&tlng=pt
- Rojas, J.M., et al. (2016). Soil Quality Indicators Selection by Mixed Models and Multivariate Techniques in Deforested Areas for Agricultural Use in NW of Chaco, Argentina. *Soil and Tillage Research* 155:250–62. <http://dx.doi.org/10.1016/j.still.2015.08.010>.
- Schinner, F. y R. Sonnentag. (1996). En: *Bodenökologie: Microbiologie und Bodenenzymatik*. Springer Verlag. 450 pp.
- Silberman, J.E., (2016). Diversidad microbiana y materia orgánica del suelo en sistemas silvopastoriles de la Región chaqueña. Tesis doctoral. FCAF. UNP.
- Soon, Y. K.; Haq, A. y Arshad, M. A. (2007). Sensitivity of Nitrogen Mineralization Indicators to Crop and Soil Management. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. <https://doi.org/10.1080/00103620701548688>

- Sparling, G.P. (1985). The soil microbial biomass. En: Vaughan, D. y Malcolm, R.E.(Eds.). *Soil Organic Matter and Biological Activity*, pp 223-262.
- Toledo D., Galantini J., Ferreccio E., Arzuaga S., Giménez L. y Vázquez S. (2013). Indicadores e índices de calidad en suelos rojos bajo sistemas naturales y cultivados. *Ciencia del suelo* volumen 31 N°2.
- Torrella, S. (2014). Fragmentación y pérdida del “bosque de tres quebrachos” y su comunidad de plantas leñosas en el SO de la Provincia de Chaco. Tesis doctoral. FCEN. UBA
- Trasar-Cepeda, C.; Leiros, C.; Gil-Sotres, F. y Seoane, S. (1998). Towards a biochemical quality index for soils: an expression relating several biological and biochemical properties. *Biology and Fertility of Soils*, 26: 100-106.
- Treseder K.K. & K.M. Turner. 2006. Glomalin in ecosystems. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 71:1257–1266.
- Ulloa Larrea, (2014) Hidrólisis de fluoresceína diacetato y actividad de las enzimas proteasa, celulasa, nitrato reductasa y ureasa del suelo en bosque prístino, sur de Chile. Universidad Austral de Chile 150p.
- Vallejo-Quintero, Victoria Eugenia (2013). Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: Experiencia en sistemas silvopastoriles. *Colombia Forestal*, 16(1), 83-99. ISSN: 0120-0739. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=423939619006>
- Vance, E.D., Brookes P.C., Jenkinson D.S. (1987). An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biol. Biochem.* 19: 703-707.
- Vargas Gil, S, A Becker, C Oddino, M Zuza, A Marinelli & G March. (2009). Soil biological, chemical and physical responses to the impact of tillage intensity, fertilization, and cattle grazing in a long-term field trial. *Environ. Manag.* 44:378-376.
- Wright, S.F., Anderson, R.L. (2000). Aggregate stability and glomalin in alternative crop rotations for the central Great Plains. *Biol. Fertil. Soils.* 31 249 253 <https://doi.org/10.1007/s003740050653>
- Wright S. F. & A. Upadhyaya. (1996). Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison.

9. ANEXOS

TABLA A1:

TRATAMIENTO	CARBONO ORGANICO(%)	NITROGENO TOTAL(%)	RELACION C/N	FOSFORO (mg/Kg)	PH(ACTIV)	CONDUCTIVIDAD (DS.M ⁻¹)	RESPIRACIÓN (mgCO ₂ .100 g ⁻¹ suelo)	GLOMALINA (mg glom.100gr ⁻¹ suelo)
MC 10	2,99	0,12	25,78	121,58	6,60	0,14	322,67	179,46
MC 20	1,76	0,14	12,75	105,66	6,00	0,14	185,17	111,38
SC 10	2,92	0,18	16,69	89,90	7,02	0,23	254,38	169,26
SC 20	1,65	0,12	13,75	99,50	7,37	0,28	222,29	105,89
AC 10	2,90	0,23	12,72	106,02	7,38	0,26	202,77	151,69
AC 20	1,54	0,11	14,53	110,20	7,42	0,24	203,50	174,53

TABLA A2:

TRATAMIENTO	BIOMASA (ug CBM. g de suelo ⁻¹)
MONTE 0-10	268,571
MONTE 10-20	175,238

TABLA A3:

NITROGENO POTENCIALMETE MINERALIZABLE			
BLANCO A	0,25		
BLANCO B	0,37		
N° DE MUESTRA	TRATAMIENTO	ml gastados	
		A	B
3247	MC 10	0,65	1,77
3248	MC 10	0,69	1,79
3249	MC 10	0,75	2,2
3250	MC 10	0,67	1,95
3251	MC 10	0,73	SIN DATOS
3252	MC 20	0,83	1,24
3253	MC 20	0,605	1,6
3254	MC 20	0,62	1,21
3255	MC 20	0,63	1,5
3256	MC 20	0,6	1,26
3257	SC 10	0,61	1,95
3258	SC 10	0,64	1,8
3259	SC 10	0,64	1,18
3260	SC 10	0,63	1,56
3261	SC 20	0,66	SIN DATOS
3262	SC 20	0,76	SIN DATOS
3263	SC 20	0,65	SIN DATOS
3264	SC 20	0,68	SIN DATOS
3265	AC 10	0,67	SIN DATOS
3266	AC 10	0,68	SIN DATOS
3267	AC 10	0,72	SIN DATOS
3268	AC 10	0,75	SIN DATOS
3269	AC 10	0,7	SIN DATOS
3270	AC 20	0,62	SIN DATOS
3271	AC 20	SIN DATOS	SIN DATOS
3272	AC 20	SIN DATOS	SIN DATOS
3273	AC 20	SIN DATOS	SIN DATOS
3274	AC 20	SIN DATOS	SIN DATOS

TABLA A4:

TRATAMIENTO	FDA (ug de FDA.gramos suelo seco ⁻¹ hora ⁻¹)
MC 10	321,0
SC 10	270,2
AC 10	213,0

Cálculos correspondientes a determinaciones químicas de laboratorio

- **Carbono orgánico:**

Se calcula el contenido de carbono orgánico oxidable de la muestra de suelo en base seca 40°C±5°C utilizando la ecuación siguiente:

$$CO_x = \frac{(V_b - V_m)}{P} \cdot C \cdot 3 \cdot 1,3 \cdot 0,1$$

$$C.O.total.1,724 = M.O.total$$

Siendo:

- CO_x: el contenido de carbono orgánico oxidable, en miligramos por gramo.
- V_m: el volumen de la solución de sal de mohr consumido en la valoración de la muestra, en mililitros.
- C: la concentración de la solución de la sal de mohr valorada, en milimoles de equivalentes por mililitros.
- 3: el factor de conversión del nivel de oxidación del carbono; en miligramos por milimoles del equivalente.
- P: la masa de la porción de ensayo, en gramos.

Nota N°1: si se desea expresar el resultado como carbono orgánico total, es necesario utilizar un factor de corrección o recuperación. Walkley y Black proponen un factor de 1,3 basado en la oxidación promedio del 77% del carbono orgánico total. El valor de este factor es muy variable; está condicionado por el tipo de suelo y por la naturaleza de la materia orgánica.

Nota N°2: Si se desea estimar el contenido de materia orgánica, se multiplica el valor obtenido del contenido de carbono orgánico total (según nota N°1) por un factor convencional de 1,724 (factor Van Benmelen). Este factor surge de asumir que la materia orgánica del suelo contiene un promedio de 58% de carbono. Este factor es

muy variable y depende del tipo de suelo y de materia orgánica, como así también, de la profundidad de donde se extrae la muestra de suelo.

- **Nitrógeno método de KJELDAHL. Norma IRAM-SAGPYA 29572-2**

Cálculo:

$$N = \frac{(V_m - V_b)}{m} \cdot M \cdot 14 \cdot 2$$

Siendo:

- N: los miligramos de nitrógeno por gramo de la muestra de suelo.
- V_m: Mililitros de la solución de ácido sulfúrico empleado en la titulación de la muestra.
- V_b: mililitros de la solución de ácido sulfúrico empleado en la titulación del blanco.
- M: la concentración de la solución de ácido sulfúrico empleada en la titulación de la muestra; en mili mol/ml (equivalente a ml/l).
- M: la masa de la muestra, en gramos.
- 14: la masa del mili mol de nitrógeno, en miligramos.
- 2: moles de nitrógeno que equivalen a cada mol de ácido sulfúrico (adimensional).

- **Fósforo método Bray-Kurtz 1 modificado. Norma IRAM-SAGYP 29570-1**

El cálculo de la concentración de fósforo en el extracto de la muestra se puede realizar gráfica y analíticamente a partir de la curva de regresión.

La curva analítica se grafica con la masa de fósforo (microgramos) en la serie de soluciones tipo en las abscisas y la absorbancia en las ordenadas. Se obtiene la ecuación de regresión de mejor ajuste.

Se calcula la masa de fósforo en el extracto de la muestra y en la/s soluciones de ensayo en blanco por resolución de la ecuación de regresión.

Se calcula la concentración de fósforo en la muestra según la siguiente ecuación, realizando las conversiones necesarias para expresar los resultados en microgramos de fósforo por gramo de suelo (equivalente a miligramos por kilogramos y partes por millón).

$$P = \frac{p \cdot V_{ex} \cdot F}{M \cdot V_a}$$

Siendo:

- P: la concentración de fósforo en el suelo, en microgramos por gramo.

- p: la masa de fósforo en la alícuota, en microgramos.
- V_{ex} : el volumen de la solución extractora, en mililitros.
- F: el factor de dilución, cuando corresponda.
- m: la masa del suelo, en gramos.
- V_a : el volumen de la alícuota del extracto, en mililitros.

Cálculos correspondientes a determinaciones microbiológicas de laboratorio

- **CÁLCULO DE ACTIVIDAD RESPIRATORIA**

$$\frac{mg \text{ de } CO_2}{100 \text{ g de suelo}} = \frac{(B - M) \cdot N \cdot 22.30.100 \cdot h}{5 \cdot P}$$

B: ml gastados en el blanco

M: ml gastados en la muestra

N: normalidad del ácido

22: peso equivalente del CO_2

30: ml de hidróxido colocados en el frasco

5: alícuota titulada (ml)

P: peso en gramos de la muestra colocada en la bolsa

100: gramos de suelo

H: corrección de humedad

- **CÁLCULOS PARA BIOMASA MICROBIANA:** (Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo. Interlaboratorio de Comisión Biología de Suelos)

Calcular la cantidad de C (en $g \text{ C L}^{-1}$) de la muestra, con la lectura de absorbancia medidas en las muestras fumigadas y no fumigadas, por referencia a un gráfico de calibración de C de glucosa o de biftalato de Potasio o de ftalato de Potasio.

$$g \text{ C L}^{-1} = (Absorbancia - a) / b$$

a = ordenada al origen

b = pendiente.

Transformar de $g \text{ C L}^{-1}$ a $ug \text{ C g de suelo}^{-1}$ siendo:

$$ug \text{ C g de suelo}^{-1} = ((g \text{ de C L}^{-1}) \cdot 30 / 7,5) \cdot 1000$$

30: ml de la solución extractante de sulfato de potasio

7,5: peso de la muestra incubada

Calcular el carbono de la biomasa microbiana,

$\text{ug CBM g de suelo}^{-1} = \text{Fumigado (ug C g}^{-1}) - \text{No Fumigado (ug C g}^{-1}) / \text{kc de 0,35}$

NOTA: el factor de corrección *kc* es tomado de la bibliografía ya que para suelos del nordeste argentino aún no se determinó.

Valores de Referencia de los datos químicos

Materia Orgánica y N Total

Determinación	Método	Niveles		
M. Orgánica	W. y Black	<2 %	2 – 4 %	>4 %
N Total	Kjeldahl	<0 – 10 %	0,10 – 0,20 %	>0,20 %

* para suelos agrícolas no arenosos, pH 5,5 – 7,5.

Relación C/N

Determinación	Rango	Categoría
Relación C/N	>25:1	Muy alta
	15:1 a 25:1	Alta
	10:1 a 15:1	Mediana
	8:1 a 10:1	Baja
	<8:1	Muy baja

pH

Determinación	Rango	Categoría
pH en agua suspensión 1:2,5	≤ 5.5	Fuertemente ácido
	5.6-5.9	Moderadamente ácido
	6.0-6.5	Ligeramente ácido
	6.6-7.3	Neutro
	7.4-7.8	Ligeramente alcalino
	7.9-8.4	Moderadamente alcalino
	≥ 8.5	Fuertemente alcalino

Descripción de series de suelo:

Serie **PALMERAL**

Símbolo de Mapeo: Pm

Es un Natrustalf Salídico que se encuentra en lomas bajas tendidas, Evolucionadas, de relieve subnormal. Tienen un horizonte E que aflora en superficie producido por procesos de planosolización, color anaranjado amarillento apagado, textura media; un B gris parduzco, textura pesada y un C lixiviado, pardo amarillento apagado, salino, textura pesada, sobre un Ck salino, pardo amarillento brillante, textura pesada. Moderadamente alto contenido de materia orgánica; medianamente alta capacidad de retención de agua hasta los 120 cm de profundidad estudiados; muy fuertemente ácido en superficie, neutro en el subsuelo y ligeramente alcalino en profundidad; extremadamente salino en el subsuelo y en el C; fuertemente sódico. Suelo somero, profundidad efectiva de penetración de raíces menor a los 50 cm.

Sus problemas principales son salinidad extrema y fuerte sodicidad. Es un suelo que debería tratarse como a los de Capacidad de Uso Clases VI, eliminándose su vegetación de ramera y utilizarlo para ganadería, con pastos adaptados a los excesos de salinidad.

Su vegetación natural es de ramera densa y algunos árboles de bosque:

- Árboles altos: algarrobo, vinal, itín, quebracho blanco, quebracho colorado chaqueño.
- Árboles bajos: algarrobo, chañar, itín, quebracho blanco, saucillo, mistol, vinal, cardón.
- Fachinal: carandilla, quebrachillo, talas, teatin, guaschillo, granadilla.
- Vegetación basal (escasas): cardos, cactáceas, pasto de borde de bosque, plantas de hojas anchas.
- **Forrajes:** frutos, hojarasca, ramones, pasto cesposo, algunas plantas de hoja ancha.

Un perfil representativo de esta serie tiene la siguiente descripción (I 3):

Eu	0 a 2 cm	Gris parduzco claro (7.5 YR 7/2) en seco y gris parduzco (7.5 YR 4/1) en húmedo; textura franco limosa; estructura laminar, muy fina, débil; consistencia suelta en seco y en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; raíces y raicillas comunes; límite abrupto y ondulado.
Bt	2a 14 cm	Gris parduzco (7.5 YR 4/1) en seco y negro (7.5 YR 2/1) en húmedo; textura franca arcillo limosa; estructura columnar, media, fuerte, que rompe a algunos bloques angulares irregulares, medios, moderados, consistencia duro en seco, friable en húmedo, plástica y adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas, de hierro; moteados comunes, medios, de hierro; chorreaduras comunes de materia orgánica; ligeramente salino; raíces y raicillas comunes; límite claro y suave.
BCz	14 a 30 cm	Pardo apagado (7.5 YR 5/3) en seco y pardo oscuro (7.5 YR 3/3) en húmedo; textura arcillosa; estructura en bloques subangulares, finos, moderados; consistencia dura en seco, friable en húmedo, plástica y adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas de hierro; escasos moteados, medios, de hierro; chorreaduras comunes de materia orgánica; raíces y raicillas escasas; extremadamente salino fuertemente sódico; límite gradual y suave.
Cz	30 a 77 cm	Pardo apagado (7.5 YR 5/3) en seco y pardo oscuro (7.5 YR 3/4) en húmedo; textura arcillosa limosa; estructura masiva; consistencia dura en seco, muy friable en húmedo, plástica y adhesiva en mojado; escasas concreciones finas de hierro; moteados comunes, medios, de hierro; extremadamente salino fuertemente sódico; límite abrupto y suave.

Ckz 77 a 120 cm Anaranjado (7.5 YR 6/6) en seco y pardo (7.5 YR 4/6) en húmedo; textura arcillosa; estructura masiva; consistencia dura en seco, friable en húmedo, plástica y adhesiva en mojado; abundantes carbonatos, libres, en masa; concreciones comunes, medias, de carbonato de calcio; escasas concreciones, finas, de hierro; moteados comunes, medios, de hierro; extremadamente salino fuertemente sódico.

El horizonte E varía entre 2 a 20 cm de espesor, textura media; el B entre 40 a 50 cm, textura pesada; el Ck se presenta a partir de 45 a 70 cm de profundidad, textura pesada.

En las unidades mapeadas en este departamento, aparece como serie pura y asociada con las Serie Napalpi que es un suelo ganadero también con problemas de alcalinidad.

Clasificación taxonómica: Natrustalf Salídico, familia arcillosa fina, montmorillonítica, hipertérmica. Sección control de familia entre 2 a 100 cm de profundidad (98 cm de espesor). Horizontes diagnósticos: Epipedón ócrico, horizonte argílico - nátrico fuertemente textural, y extrema salinidad en todo el perfil. No tiene Series competidoras. en este Departamento.

Los datos analíticos se dan en los siguientes Cuadros 40 y 41.

**INTA-EEA SAENZ PEÑA- INVENTARIO Y EVALUACION DE SUELOS
RESULTADOS ANALITICOS DE LOS LABORATORIOS
DE FISICA Y QUIMICA – SUELOS**

Cuadro 40. Datos de un perfil representativo de la Serie PALMERAL

Perfil N° 13		E ₁₃	Bt	BCz	Cz	Clcz
N° Laboratorio		22056	22057	22058	22059	22060
Profundidad (cm)		0 - 2	2 - 14	14 - 30	30 - 77	77 - 120
Factor de humedad		1.02	1.04	1.06	1.06	1.05
Mat	C (%)	3.82	2.6	0.46	0.22	
Org	N (%)	0.28	0.231	0.091		
	C/N	13	11	5		
T E X T U R A	Arcilla (<2 µ)	22.8	37.7	46.4	48.4	50.5
	Limo (2-20 µ)	30.6	29.0	27.0	28.2	23.6
	Limo (2-50 µ)	58.6	46.3	37.5	40.2	33.0
	Arena m. Fina 1(50-74 µ)	10.8	7.3	6.1	5.3	5.0
	Arena m. fina 2(74-100 µ)	4.4	4.3	6.0	3.0	3.0
	Arena fina (100-250 µ)	3.4	4.4	4.0	3.1	4.3
	Arena media (250-500 µ)					
	Arena gruesa (500-1000 µ)					
	Arena m gruesa (1000-2000 µ)					
	%					
Gravilla (>2 mm)						
P (ppm)		36.1	58.2	49	213.7	27.2
CaCO ₃ (%) V		0	0	0	0	4.2
Equivalente de humedad (%)		23.7	25.2	28.9	44.5	41.1
Resistencia de la pasta (Ohms/cm)		3311	1068	128	123	128
PH en pasta		5.2	5.8	7.3	7.3	7.8
PH en H ₂ O (1: 2.5)		5.7	6.4	7.2	7.6	8.3
PH en 1N KCl (1:2.5)		4.9	5.5	6.9	6.8	7.5
Conductividad (mmhos/cm)		0.76	2.1	31.3	25.1	30.2
Cat. de Cambio. (m.e./100 g)	Ca ++	7.9	8.9	19.2	7.0	
	Mg ++	4.5	8.0	4.1	5.7	
	Na +	0.7	0.4	9.6	11.7	11.4
	K +	0.9	1.5	1.1	0.9	1.1
% Na+ en cambio de v.T		4.0	1.7	40.0	51.0	43.0
% Agua de saturación		43	43	55	58	68
Valor S (m.e/100 g)		14.0	18.8	34.0	25.3	
H cambio (m.e/100g)		9.9	6.6			
Valor T (m.e/100g) NH ₄ + o Na+		18.9	23.3	24.2	23.1	26.0
% de saturación de T		74	81	100	100	
% de saturación de S+H		59	74			

*OBSERVACIONES: Alto contenido en fósforo. Extremadamente Salino
Fuertemente Sódico*

Serie ROSALES Símbolo de mapeo: Rk

Es un HaplustolFluvéntico que se encuentra en lomas cerradas que pertenecen a albardones fósiles sin evolucionar, de relieve normal. Perfil de textura media, con un horizonte superficial color pardo claro, que descansa directamente - no tiene subsuelo - sobre un material color pardo claro, cálcico. Moderadamente provisto de materia orgánica; mediana capacidad de retención de agua hasta los 160 cm de profundidad estudiados; medianamente ácido en superficie y neutro en profundidad; muy rico en calcio; magnesio y potasio; alto contenido en fósforo; alta capacidad de intercambio de cationes; mediano porcentaje de saturación de bases. Suelo moderadamente profundo, la penetración efectiva de raíces de las plantas cultivadas puede llegar hasta alrededor de los 90 cm. Sus problemas principales son el riesgo de erosión hídrica por pendientes de poco gradiente, pero largas. Suelo forestal que en caso de desmontarse debe ser tratado como suelos de Capacidad de Uso Clases III y IV. Necesita control del escurrimiento superficial, mediante cultivos en líneas en contorno o bandas en contorno, e incluir en la rotación cultivos ricos en materia orgánica, porque al labrarse en forma continuada, ésta baja paulatinamente a niveles críticos. Su vegetación natural es de bosque maderable, fachinal y vegetación basal. - Árboles altos: quebracho colorado santiagueño, palo borracho. - Árboles bajos: quebracho blanco, algarrobo, itín, guaschillo, ucle, cardón, mistol garabato negro, sombra de toro. - Fachinal: talas, caparidáceas, duraznillo negro, vinal, algarrobo, granadilla, quimil, cardón. - Vegetación basal (cardal): cardos, cactáceas, chaguarillo, plantas herbáceas de hoja ancha, plantas de estratos superiores. - Forrajes: ramones, hojarasca, frutos, plantas herbáceas de hoja ancha. Un perfil representativo de esta Serie tiene la siguiente descripción (I 42):

A ₀₀	0 a 22 cm	Pardo claro (7.5 YR 5/3) en seco y pardo oscuro (7.5 YR 3/3) en húmedo; textura franca limosa; estructura migajosa, media, moderada; consistencia blanda en seco, friable en húmedo, ligeramente plástica y ligeramente adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas, de hierro; moteados comunes, finos, de hierro; raíces y raicillas comunes; límite claro y suave.
AC	22 a 33 cm.	Pardo claro (7.5 YR 6/3) en seco y pardo (7.5 YR 4/3) en húmedo; textura franca limosa; estructura migajosa, fina, moderada; consistencia blanda en seco, friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas, de hierro; s moteados comunes medios, de hierro; raíces y raicillas comunes; límite claro y suave.
C	33 a 52 cm.	Pardo claro (7.5 YR 5/3) en seco y pardo (7.5 YR 4/3) en húmedo; textura franca limosa; estructura masiva; consistencia blanda en seco y friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas, de hierro; escasos moteados finos, de hierro; raíces comunes; límite abrupto y suave.
Ck	52 a 130 cm	Pardo claro (7.5 YR 6/3) en seco y pardo (7.5 YR 4/3) en húmedo; textura franco limosa; estructura masiva; consistencia blanda en seco y friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; abundantes carbonatos libres en masa; concreciones comunes, finas, de hierro; moteados, comunes, medios, de hierro; raíces comunes; límite abrupto y suave.
2 k	130 a 160 cm	Anaranjado opaco (7.5 YR 7/3) en seco y pardo claro (7.5 YR 5/3) en húmedo; textura franco limosa; estructura en grano simple; consistencia suelta en seco y muy friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; moteados, comunes, medios, de hierro.

El horizonte A varía entre 21 a 29 cm de espesor, textura media y liviana; el AC entre 35 a 50 cm., textura media; el Ck a partir de los 70 a 100 cm de profundidad, textura media. Clasificación taxonómica: HaplustolFluvéntico, familia limosa fina, mixta, hipertérmica. En las unidades mapeadas en este Departamento, aparece asociada a las series González, Hacheras, Miraflores y Silencio. Sección control de familia entre 25 a 100 cm de profundidad (75 cm de espesor). Horizontes diagnósticos: epipedónmólico, Ck. Los datos analíticos se dan en el Cuadro 80.

INTA-EEA SAENZ PEÑA- INVENTARIO Y EVALUACIÓN DE TIERRAS
RESULTADOS ANALITICOS DE LOS LABORATORIOS DE
FISICA Y QUÍMICA – SUELOS

Cuadro 80. Datos de un perfil representativo de la Serie Rosales

Perfil Nº 142		A	AC	C	C _g	2 _g
Nº Laboratorio		22319	22320	22321	22322	22323
Profundidad (cm)		0-22	22-33	33-52	52-130	130-160
Factor de humedad		1.04	1.02	1.02	1.02	1.01
Mat Org	C (%)	4.39	1.17	0.53	0.35	0.14
	N (%)	0.364	0.130	0.061	0.061	-
	C/N	12.1	9.0	8.7	5.7	-
T E X E T N U R %	Arcilla (<2 µ)	21.9	16.1	14.6	22.7	10.2
	Limo (2-20 µ)	34.1	32.0	34.8	42.0	23.4
	Limo (2-50 µ)	68.6	72.6	75.6	71.0	59.4
	Arena m. fina 1(50-74 µ)	8.4	9.4	8.1	3.6	24.1
	Arena m. fina 2(74-100 µ)	0.7	1.6	1.4	1.5	5.6
	Arena fina (100-250 µ)	0.4	0.3	0.3	1.2	0.7
	Arena gruesa (500-1000 µ)	-	-	-	-	-
P (PPm)		77	100	73	10	4
CaCO ₃ (%) V		0	0	0	2.2	-
Equivalente de humedad (%)		28.7	18.3	16.5	26.3	10.8
Resistencia de la pasta (Ohms/cm)		2639	5578	3337	2988	2390
PH en pasta		6.0	5.3	6.5	7.2	7.2
PH en H ₂ O (1: 2.5)		6.3	5.6	6.9	7.8	7.6
PH en 1N KCl (1:2.5)		5.6	4.3	6.0	6.7	6.9
Conductividad (mmhos/cm)		0.95	0.45	0.75	0.84	1.05
Cat. De Cambio. (m.e./ 100 g)	Ca ++	24.7	9.1	11.6	-	-
	Mg ++	4.0	3.2	1.6	-	-
	Na +	0.5	0.3	0.2	0.2	0.2
	K +	1.4	1.0	0.6	0.8	0.6
% Na ⁺ en cambio de V.T		1.6	1.9	1.4	1.1	2.1
% Agua de saturación		58	52	46	55	37
Valor S (m.e/100 g) NH ₄ , o Na ₊		30.6	13.6	14.0	-	-
H cambio (m.e/100g)		6.2	4.9	-	-	-
Valor T (m.e/100g) NH ₄ , o Na ₊		30.7	15.7	14.8	17.9	9.7
% de saturación de T		100	87	95	-	-
% de saturación de S _u H		83	74	90	-	-

OBSERVACIONES: Alto contenido en fósforo.

Serie TOLOSA Símbolo de mapeo: To Es un ustocrepsts único que se encuentra en lomas tendidas, evolucionadas, relieve normal. Tiene un horizonte superficial color pardo grisáceo, textura media, con su base lixiviada por procesos de pseudo-

podsolización; un subsuelo pardo claro, textura pesada, poco desarrollado, que descansa sobre un material pardo claro, textura media. Mediante provisto de materia orgánica; mediana capacidad de retención de agua hasta los 160 cm de profundidad estudiados; rico en calcio; bueno en magnesio. Muy rico en potasio; moderadamente alta capacidad de intercambio de cationes; alto porcentaje de saturación de bases. Suelo moderadamente profundo, con penetración efectiva de raíces hasta 1 metro. Sus problemas principales son erosión hídrica moderada y tendencia a salinizarse en superficie. Al perderse por escurrimiento superficial (erosión hídrica) la parte del horizonte A 1, aumenta el riesgo de arar el horizonte lixiviado A 2, al que hay que cuidar de incorporarlo paulatinamente al lecho de siembra; este lecho de siembra tiene tendencia a salinizarse, produciéndose fallas en la germinación de las semillas. Es un suelo forestal que es muy utilizado en agricultura, con rendimientos comerciales. Cuando se lo desmonta debería tratarse como a los de Capacidad de Uso Clase III y IV, de acuerdo con el grado de sus limitaciones. Su vegetación natural es de bosque maderable, con fachinal y vegetación basal. - Árboles altos: Quebrachos Colorado Chaqueño, Quebracho Colorado Santiagueño, quebracho Blanco, guayaibí, itím, a veces mistol. - Árboles medianos: Mistol, Itín, guayacán, guayaibí, a veces guaraniná y carandilla. - Fachinal: Talas, garabato, Granadilla, guayacán, Mistol, Molle, Carandilla. - Vegetación basal: Cardos, Cactáceas, Plantas blandas de hoja ancha. - Forrajes: Ramones, Hojarasca, Plantas blandas de hoja ancha y/o refugiadas. Un perfil representativo de esta serie tiene la siguiente descripción (I 25):

Horizonte	Profundidad (cm)	Descripción de
02	5 a 0 cm	Residuos vegetales descompuestos.
A 1 01	0 a 10 cm	Pardo grisáceos (7.5 YR 4/2) en seco y negro parduzco (7.5 YR 2/2) en húmedo; textura franca; estructura migajosa, media, débil; consistencia blanda en seco, friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; escasos moteados, medios, de hierro; abundantes raíces y raicillas; límite abrupto y suave.
A 2	10 a 23 cm	Pardo grisáceo (7.5 YR 6/2) en seco y negro parduzco (7.5 YR 4/2) en húmedo; textura franco arcillosa; estructura migajosa, fina, moderada; consistencia blanda en seco, friable en húmedo, ligeramente plástica y ligeramente adhesiva en mojado; escasos moteados, medios, de hierro; raíces comunes; moderadamente salino; límite abrupto y suave.
B 2	23 a 45 cm	Pardo (7.5 YR 4/3) en seco y pardo muy oscuro (7.5 YR 2/3) en húmedo; textura franco arcillosa; estructura en bloques subangulares, medios, moderados; consistencia dura en seco, firme en húmedo, plástica y ligeramente adhesiva en mojado; escasas concreciones, finas, de hierro; moteados comunes, medios, de hierro; raíces comunes; límite claro y suave.

B 3	45 a 61 cm	Pardo claro(7.5 YR 5/3) en seco y pardo oascur (7.5 YR 3/3) en húmedo; textura franco arcillosa; estructura en bloques subangulares,medios, moteados; consistencia ligeramente dura en seco, firme en húmedo, ligeramente adhesiva en mojado; moteados comunes, medios, de hierro; raíces comunes; límite gradual y suave.
C 1	61 a 100 cm	Pardo claro (7.5 YR 5/3) en seco pardo oscuro (7.5 YR 3/4) en húmedo; textura franca; estructura masiva; consistencia blanda en seco, friable en húmedo, ligeramente plástica y ligeramente adhesiva en mojado; moteados comunes, medios, de hierro; raíces escasas; límite abrupto y suave.
C 2 ca	100 a 160 cm	Anaranjado claro (7.5 YR 6/4) en seco y pardo claro (7.5 YR 5/4) en húmedo; textura franca; estructura masiva; consistencia suelta en seco, friable en húmedo, no plástica y no adhesiva en mojado; abundantes carbonatos, libres, en masa; moteados comunes, medios, de hierro.

Nota: Llama la atención, la distribución de sales en el perfil, con salinidad moderada en el horizonte A 2.

El horizonte A 1 varía entre 18 a 22 cm de espesor, textura media; A 2 entre 11 a 26 cm, textura pesada y media; el B entre 16 a 33 cm, textura pesada; el C a partir de los 30 a 40 cm de profundidad, textura media, con concentraciones de calcio a partir de los 60 a 100 cm de profundidad; alrededor de 20% de durinódulos de hasta $\frac{1}{4}$ cm de diámetro.

Fue mapeada como unidad pura.

Clasificación taxonómica: Ustocreptsúdico, familia franca fina, mixta, hipertémica. Sección control de familia, entre 25 a 100 cm de profundidad (75 cm de espesor). Horizontes diagnósticos: Epipedón ócrico horizonte B cambio, horizonte C ca.

No tiene Series competidoras en este Departamento. Los datos analíticos se dan en Cuadros 51 y 52.