



UNCUYO
UNIVERSIDAD
NACIONAL DE CUYO



FACULTAD DE
**CIENCIAS
AGRARIAS**

**VALIDACIÓN DE UN PROTOCOLO DE MEDICIÓN DE
CARBONO ACTIVO CON UN COLORÍMETRO DE
BAJO COSTO, LIBRE Y ABIERTO EN SUELOS
AGRÍCOLAS DE MENDOZA.**

Tesis para la obtención del Título de Grado de
INGENIERO EN RECURSOS NATURALES
RENOVABLES

Fabrizio Martín Cano

Mendoza, Argentina
Noviembre 2023

Validación de un protocolo de medición de carbono activo con un colorímetro de bajo costo, libre y abierto en suelos agrícolas de Mendoza.

Autor:

CANO, Fabricio Martín
fabriccano@gmail.com

Director:

Dr. CREMADES, Pablo
pablocremades@gmail.com

Codirector:

MSc. CASTRO VIDELA, Fernando
ferhcastro@gmail.com

Comisión Evaluadora:

Dra. Ginebra Aguilar, Milagros
mginebra@mendozaconicet.gob.ar

IRNR Maure Russó, Eva Marien
emaure@fca.ucu.edu.ar

Ing. Agr. Mesa Arzalluz, Ignacio
mesa.arzalluzignacio@gmail.com

RESUMEN

La gestión de la calidad del suelo representa un gran desafío para los pequeños agricultores debido al elevado costo que tienen los análisis de laboratorio convencionales y al conocimiento técnico y científico necesario para la interpretación de sus resultados. Para abordar estas necesidades, se han desarrollado protocolos sencillos que adaptan instrumentos basados en los principios del paradigma del hardware científico abierto y de bajo costo. Esto ha permitido democratizar el acceso al instrumental científico y medir diversos parámetros edafológicos para evaluar la calidad del suelo, entre ellos, el carbón orgánico del suelo (COS).

La fracción activa del COS también llamado carbono oxidable por permanganato (POXC), consiste en la porción de la materia orgánica del suelo (MOS) que está directamente disponible para el desarrollo de la actividad microbiana. Este parámetro sirve como indicador a corto plazo de los cambios de calidad del suelo y es sensible a las prácticas culturales en los agroecosistemas.

El objetivo de esta tesis fue validar un protocolo de medición de carbono activo en suelo utilizando un colorímetro de bajo costo diseñado y desarrollado a partir de tecnologías libres. Para ello, se construyó el “Colorímetro FCA” siguiendo la documentación disponible en el repositorio Gitlab de libre acceso de la Red de tecnologías libres para ciencia y educación de América Latina (reGOSH).

El colorímetro construido se utilizó para medir carbono activo en muestras de fincas ubicadas en tres zonas productivas de Mendoza obtenidas en el marco del proyecto “Laboratorio Agroecológico Abierto”. Las mediciones se realizaron con dos protocolos diferentes para compararlos entre sí. Además, se validó el protocolo con el dispositivo mediante comparaciones con un espectrofotómetro de laboratorio estándar.

El desempeño del dispositivo en la medición de carbono activo fue satisfactorio luego de realizar una serie de ajustes durante la fase experimental de la tesis. En cuanto a los protocolos evaluados, ambos son sencillos y no requieren de instrumentación costosa. No obstante, el protocolo que mejor se adaptó fue el propuesto originalmente por Weil y adaptado por Culman. Además, los instrumentos desarrollados a partir de tecnologías libres no tuvieron diferencias significativas con el espectrofotómetro en los valores de carbono activo.

Los resultados obtenidos en este trabajo resaltan la relevancia de utilizar herramientas científicas y abiertas ya que fomentan el acceso equitativo a análisis de suelo y permiten contar a pequeños productores con datos confiables para evaluar sus prácticas. Además, aporta conocimientos científicos desde la Ingeniería en Recursos Naturales Renovables y sustenta el empleo de herramientas construidas bajo el paradigma de hardware científico abierto teniendo aplicabilidad directa en el control y manejo de los suelos agrícolas.

PALABRAS CLAVE: tecnologías libres, carbono lábil, POXC, hardware científico abierto, agroecosistemas sustentables.

ABSTRACT

Soil quality management poses a significant challenge for small-scale farmers due to the high cost associated with conventional laboratory analyses and the technical expertise required to interpret the results. To address these needs, instruments based on the principles of open-source and low-cost scientific hardware have been developed, aiming to democratize access to scientific tools. These instruments enable the measurement of various soil parameters to assess soil quality, including soil organic carbon (SOC).

The active fraction of SOC, also known as permanganate-oxidizable carbon (POXC), represents the portion of soil organic matter (SOM) readily available for microbial activity. This parameter serves as a short-term indicator of soil quality changes and is responsive to agricultural practices in agroecosystems.

The objective of this thesis was to validate a protocol for measuring active carbon in soil using a low-cost colorimeter designed and developed from open-source technologies. To achieve this, the "FCA Colorimeter" was constructed following the documentation available on the open-access reGOSH Gitlab repository.

Using the open source colorimeter, active carbon was measured in samples from farms located in three productive areas of Mendoza, collected within the framework of the "Open Agroecological Laboratory" project. Measurements were performed using two different protocols for comparison. Additionally, the device was validated through comparisons with a standard laboratory spectrophotometer.

The colorimeter successfully measured active carbon; however, adjustments were required to improve measurements. Regarding the evaluated protocols, both are straightforward and do not require expensive equipment. Nevertheless, the protocol proposed by Weil and adapted by Culman proved to be the most suitable. Furthermore, open source colorimeters showed no significant differences in predicted active carbon values with those obtained with the spectrophotometer.

The results of this study underscore the importance of using scientific and open instruments, as they promote equitable access to soil analyses with reliable results. Additionally, they contribute scientific insights from the field of Renewable Natural Resources Engineering and support the use of tools built under the open science hardware paradigm, with direct applicability in the control and management of agricultural soils.

KEYWORDS: open-source technologies, labile carbon, POXC, open-source scientific hardware, sustainable agroecosystems.

AGRADECIMIENTOS

Gracias a mi mamá, a mi papá y a mis hermanos, Marcos y Gonza, por el apoyo incondicional que me brindaron y me siguen brindando. Por su cariño, su amor y por sus esfuerzos para darme el privilegio de poder estudiar.

Gracias a mi familia, Ana, Tata, Cuca, Arturo, Ani, Mari, Marce por la compañía que siempre me han brindado y saber que siempre están para lo que precise.

Gracias Majo, por hacer un poquito más lindo todo.

Gracias a mis amigos del LAE, que desde hace tantos años nos acompañamos, reímos y compartimos.

Gracias a mis compañeros de la facultad que hicieron posible esto formando una hermosa red de contención y poder transitar este camino con risas, llanto y experiencias inolvidables.

Gracias al Colectivo de Agroecología y a todas las personas que formaron parte de este espacio de militancia increíble que me formo con una mirada crítica no solo en lo académico sino también como persona.

Gracias Nano y Pablo, por la paciencia, por el tiempo dedicado y por enseñarme que se puede trabajar desde la horizontalidad.

Gracias a la comisión evaluadora, Ignacio, Milagros y Eva, por enriquecer el trabajo con sus conocimientos técnicos y brindarme una instancia más de aprendizaje

Gracias a la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cuyo y a todas las personas que lucharon para conquistar el derecho de tener una universidad pública, gratuita, laica y de calidad.

Gracias a los productores que nos facilitaron las muestras y que por medio de las historias de sus fincas nos permitieron entrar un poquito en sus vidas.

Gracias a reGOSH por liberar el conocimiento a la comunidad

Gracias a GOSH que brindo parte del financiamiento para que esto sea posible.

INDICE

1. INTRODUCCIÓN	3
1.2 Objetivos.....	5
1.3 Marco teórico.....	5
1.3.1 Suelo.....	5
1.3.2 Materia orgánica del suelo	6
1.3.3 Carbono orgánico del suelo	7
1.3.4 Carbono activo	8
1.3.5 Colorímetro	8
1.3.6 Antecedentes.....	9
2. MATERIALES Y MÉTODOS	10
2.1 Muestras.....	10
2.1.1. Toma de muestras	10
2.1.2 Acondicionamiento de muestras	12
2.2 Construcción del colorímetro	12
2.3 Protocolos de medición de carbono oxidable por permanganato.....	13
2.3.1 Protocolo de Weil adaptado por Culman y colaboradores en 2012.....	14
2.3.2 Protocolo adaptado por la fundación McKnight y publicado en “Cómo evaluar la salud del suelo: Manual de protocolos”	15
2.4 Mediciones a campo	16
2.5 Análisis de errores	17
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	17
3.1 Armado y calibración del colorímetro	17
3.2 Protocolo de Weil adaptado por Culman y colaboradores en 2012	20
3.2.1 Curvas de calibración.....	20
3.2.2 Determinación de la fracción de carbono activo.....	22
3.3 Protocolo adaptado por la fundación McKnight y publicado en “Cómo evaluar la salud del suelo: Manual de protocolos”	24
3.3.1 Determinación de la fracción de carbono activo con el colorímetro y espectrofotómetro.....	24
3.4 Comparación de protocolos.....	25
3.5 Comparación de instrumentos	27
3.6 Mediciones a campo	27
4. CONCLUSIONES	29
5. BIBLIOGRAFÍA	30
6. ANEXOS	35

ÍNDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1: Representación esquemática del funcionamiento del colorímetro.....	9
Figura 2: Esquema electrónico para el armado del colorímetro. Elaboración propia.	12
Figura 3: Colorímetro FCA.....	13
Figura 4: Lado izquierdo: Colorímetro FCEN. Centro: espectrofotómetro Shimadzu UV-Vis 1800. Lado derecho: Colorímetro IO Rodeo.	13
Figura 5: Diferentes diluciones de KMnO_4 para realizar la curva de calibración.	15
Figura 6: Calibración de los instrumentos, previo a hacer las mediciones con los productores.	16
Figura 7: Puesta en común con los productores de los resultados obtenidos posterior a las mediciones.	17
Figura 8: Proceso de determinación de la longitud de onda de los LEDs utilizando el espectrofotómetro.	19
Figura 9: Determinación de la longitud de onda para el LED del colorímetro FCA.	19
Figura 10: Determinación de la longitud de onda para el LED del colorímetro FCEN.....	20
Figura 11: Regresión lineal de la curva de calibración del colorímetro FCA.....	21
Figura 12: Regresión lineal de la curva de calibración del colorímetro FCEN.	21
Figura 13: Regresión lineal de la curva de calibración del espectrofotómetro.....	22
Figura 14: Valores de absorbancia para cada muestra medida con los tres instrumentos. ...	22
Figura 15: Valores de carbono activo y barra de propagación de errores para cada muestra medida con los tres instrumentos.....	23
Figura 16: Valores de absorbancia para cada muestra medida con los tres instrumentos. ...	24
Figura 17: Valores de carbono activo y barra de propagación de errores para cada muestra medida con los tres instrumentos.....	24
Figura 18: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el Colorímetro FCA.	25
Figura 19: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el Colorímetro FCEN. ...	26
Figura 20: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el espectrofotómetro.	26
Figura 21: Valores medio de carbono activo y error estándar para los distintos instrumentos. Letras diferentes indican diferencias significativas (Prueba de Fisher LSD, $p < 0,05$, $n=4$). ...	27
Figura 22: Valores de carbono activo en mg/kg de suelo y barra de propagación de errores para cada muestra medidas con los dos colorímetros (FCA e IO Rodeo).	28
Figura 23: Valores de materia orgánica y carbono activo de las muestras medidas a campo.	29
Tabla 1: Muestras de suelo analizadas, origen, cultivo y tipo de manejo, y profundidad.	11
Tabla 2: Resultados obtenidos para cada instrumento, Colorímetro FCA, Colorímetro FCEN y espectrofotómetro.	20
Tabla 3: Valores de carbono activo en mg/kg de suelo para las distintas muestras medidas con los colorímetros FCA, FCEN y con el espectrofotómetro.	23
Tabla 4: Valores de carbono activo en mg/kg de suelo para las distintas muestras medidas con los colorímetros FCA, FCEN y con el espectrofotómetro.	25
Tabla 5: Valores de carbono activo en mg/kg de suelo para las distintas muestras medidas con Colorímetro FCA y Colorímetro IO Rodeo.	28

1. INTRODUCCIÓN

Tanto en Argentina como en todo el mundo existe una creciente preocupación por la sustentabilidad de los modelos de producción agrícola, en particular, por los impactos negativos y los pasivos ambientales derivados de la implementación del modelo agrícola convencional (Landini y Berabendi, 2020). El mismo se caracteriza por la utilización de productos químicos para el control de plagas, el empleo de fertilizantes químicos para compensar la pérdida natural de la fertilidad del suelo y el uso intensivo de los recursos naturales. Tras varios años y diversos estudios científicos, se ha demostrado que este tipo de agricultura no es sostenible por la degradación de los recursos naturales, más específicamente del suelo, y también por haber causado la desaparición de pequeños productores (Maldonado Carvet, 2012).

En consecuencia, en la actualidad están tomando fuerza otros tipos de manejos agrícolas tendientes a la sostenibilidad de los sistemas (Mamani de Marchese & Filippone, 2018). Esta transición implica un cambio en la visión de los agricultores sobre sus fincas, con la decisión de trabajar sobre procesos naturales y comprender que se trata de un sistema de producción distinto al convencional, utilizando modelos que están diseñados para optimizar la salud del suelo y de los cultivos (Gómez Betancur et al., 2018). Para estos modelos alternativos de manejo del suelo se requiere del desarrollo de conocimientos agronómicos locales y descentralizados que permitan el avance continuado de estos sistemas de producción, entendiendo al suelo como un recurso natural finito y no renovable (Hernández et al., 2006), que compone el ecosistema más diverso e importante del planeta (Roger et al., 2010).

Esta concepción del suelo reconoce a la materia orgánica del suelo (MOS) como un componente central (Julca-Otiniano et al., 2006) ya que es un recurso natural renovable de gran importancia debido a que sustenta diversos servicios ecosistémicos vitales. Uno de estos servicios es el ciclado de nutrientes, por lo que la MOS se posiciona como un elemento clave en la reserva y en el ciclo del carbono (Cotrufo & Lavelle, 2022). En condiciones naturales el carbono se incorpora al suelo a través del aporte continuo de material orgánico, sin embargo, existen prácticas de uso de la tierra que generan una disminución del carbono orgánico en el tiempo. En este sentido, la fracción lábil o activa del carbono del suelo presenta una extrema sensibilidad en el cambio de uso de tierra. Esto hace que en la actualidad sea objeto de investigación como un indicador de la calidad del suelo (Lao Olivares, 2017) ya que presenta una relación directa con indicadores biológicos como la respiración basal (Bongiorno et al., 2019 y Ginebra, 2014).

La gestión de la calidad del suelo representa un gran desafío para los pequeños agricultores debido al elevado costo que tienen los análisis de laboratorio estándar y el conocimiento técnico y científico necesario para la interpretación de los mismos. Es por esto que el servicio de análisis de suelos está dirigido a agricultores que manejan grandes extensiones por lo cual los productores familiares quedan excluidos (Mena et al., 2013). Sumado a esto, en muchos casos los resultados de los análisis estándar llegan con retraso al productor, lo que reduce la utilidad de los datos (Dimkpa et al., 2017). Esto sugiere la necesidad de brindar opciones locales de análisis de suelos con un costo bajo y un plazo de entrega rápido (Nyamasoka-Magonziwa et al., 2020).

Para abordar estas necesidades, se han desarrollado múltiples instrumentos basados en los principios del paradigma de hardware científico abierto y de bajo costo. Según Arancio (2023), se entiende a este paradigma como a la práctica de compartir especificaciones de diseño de un objeto físico con licencia abierta, de manera que cualquier persona pueda estudiarlas, modificarlas, crearlas y distribuirlas.

Estos instrumentos, permiten medir diversos parámetros edafológicos para poder determinar la calidad del suelo. Algunos de estos son carbono orgánico del suelo (COS), el fósforo disponible, el pH, la materia orgánica particulada y la estabilidad de los agregados (Nyamasoka-Magonziwa et al., 2020). El COS consiste en una multiplicidad de compuestos, desde moléculas simples a complejas que tienen diversas funciones en el suelo como el ciclado de nutrientes, la formación de agregados y el almacenamiento de carbono (Bongiorno et al., 2019).

La fracción activa del COS también llamado carbono lábil o carbono oxidable por permanganato (POXC por sus siglas en inglés “Permanganate Oxidizable Carbon”) consiste en la porción disponible de la materia orgánica del suelo (MOS) que está directamente disponible para la actividad microbiana y, por lo tanto, se considera la principal fuente de energía de los microorganismos (Bongiorno et al., 2019). Este parámetro sirve como indicador a corto plazo de los cambios de calidad del suelo. Además, es de utilidad para la rápida toma de decisiones por ser sensible al cambio de prácticas culturales en los agroecosistemas (Gilsanz y Peralta, 2015).

La determinación de carbono activo se realiza mediante el método de carbono oxidable por permanganato. Este consiste en tratar la muestra de suelo con permanganato (MnO_4^-), un oxidante químico moderadamente fuerte, del cual se aprovechan sus capacidades oxidantes para medir la fracción lábil de la materia orgánica (Weil et al., 2003). La cantidad de carbono oxidado se infiere por la desaparición de MnO_4^- en la solución después de su reducción de Mn^{+7} a Mn^{+4} , (Stott, 2019).

Una ventaja significativa del carbono oxidable por permanganato es que es un método relativamente sencillo de emplear y consta esencialmente de dos pasos: preparación de la muestra con el reactivo y dilución de la muestra de suelo tratada, y la determinación de la concentración de carbono activo mediante espectrofotometría (Culman et al., 2021). Sin embargo, esta técnica resulta inaccesible para los pequeños productores dado que los espectrofotómetros son equipos muy costosos y requieren conocimientos técnicos para operarlos (Ventura y Cremades, 2021).

En este sentido, es que se propuso realizar la determinación de carbono activo utilizando un colorímetro de bajo costo diseñado y desarrollado a partir de tecnologías libres que fue validado mediante comparaciones con instrumentos de laboratorio estándar. El colorímetro es un dispositivo de construcción relativamente sencilla que mide la cantidad de luz, de una longitud de onda específica, que es absorbida por la muestra previamente tratada. Consta de una fuente de luz monocromática Diodo Emisor de Luz (LED por sus siglas en inglés), un soporte para colocar la muestra (cubeta), un sensor de intensidad luminosa, y medios para controlar la fuente de luz e integrar la intensidad luminosa transmitida (Anzalone et al., 2013).

Algunas de las ventajas que presentan este tipo de tecnologías libres son que: reducen la dependencia tecnológica; se adaptan a las necesidades; se pueden replicar sin mediar restricción alguna más que el reconocimiento a los autores del trabajo original; fomentan la industria local; tienen costos reducidos, son accesibles para agricultores y pequeñas organizaciones de investigación; sus resultados son transparentes y fomentan el aprendizaje de los agricultores sobre la salud del suelo (Román-Herrera et al., 2016). A pesar de que el equipo y los reactivos son sencillos y de bajo costo, es posible que se requiera formación para comprender los conceptos en los que se basa cada prueba y garantizar la repetibilidad. Además, se considera que esta herramienta es más adecuada para profesionales (investigadores o extensionistas) que faciliten estas tecnologías a agricultores que lo precisen (Nyamasoka-Magonziwa et al., 2020).

La exclusión tecnológica históricamente ha limitado el acceso a instrumentos y herramientas de medición sofisticadas a un grupo relativamente pequeño de investigadores. Es por esto, que validar un instrumento de bajo costo construido a partir del paradigma de hardware científico abierto es indispensable para que investigadores, docentes y extensionistas junto con agricultores que quieran hacer una gestión sostenible de su suelo, no sean marginados por el sistema de tecnologías convencionales.

1.2 Objetivos

Objetivo general

Validar un protocolo de medición de carbono activo utilizando un colorímetro de bajo costo, construido bajo el paradigma de hardware científico abierto, comparando los resultados con los obtenidos mediante métodos de laboratorios estándares en diferentes suelos agrícolas de Mendoza.

Objetivos específicos

1. Realizar el armado y calibración del colorímetro.
2. Determinar la fracción de carbono activo utilizando los colorímetros y un espectrofotómetro de referencia con dos protocolos de medición.
3. Comparar los resultados de carbono activo obtenidos con los colorímetros y el espectrofotómetro.
4. Comparar los protocolos mediante los resultados obtenidos en las mediciones de carbono activo.
5. Realizar mediciones de carbono activo a campo.

1.3 Marco teórico

1.3.1 Suelo

El suelo es un recurso natural finito y no renovable que se concibe como un cuerpo natural, que se forma en relación estrecha con el medio y adquiere propiedades y características debido a la interrelación de los factores y procesos que inciden en su formación (Hernández-Vigoa et al., 2018). El mismo presta diversos servicios ecosistémicos como el funcionamiento de los ciclos biogeoquímicos de elementos clave para la vida como carbono, nitrógeno, fósforo, entre otros.

También brinda soporte a las actividades humanas, es fuente de materias primas y tiene una importante participación en el ciclo del agua (Burbano-Orjuela, 2016). Asimismo, los suelos sanos son la base para la producción de alimentos saludables, sostienen la biodiversidad del planeta al albergar una cuarta parte de la misma, y ayudan a combatir y adaptarse al cambio climático por participar en el ciclo del carbono (FAO-ITPS, 2015).

La mayoría de los procesos que ocurren en los agroecosistemas tienen al suelo como el centro regulador crítico, en esta percepción confluyen aspectos ligados con su vulnerabilidad, con su lenta formación y renovación y con el reconocimiento de los múltiples servicios que presta el suelo al ser humano. Este, contiene no sólo una proporción grande de la

biodiversidad de la tierra, sino también proporciona el sustrato físico para la mayoría de las actividades humanas resultando un componente crítico de la biosfera (Labrador, 2008).

El estudio del suelo ha estado ligado tradicionalmente a las necesidades de la agronomía, por lo que comúnmente se lo ha definido con una mirada mayoritariamente productivista (Labrador, 2008). Se lo ha asociado como el sostén natural para la producción de alimentos y materias primas de los cuales depende la sociedad mundial (Burbano-Orjuela, 2016). Por lo tanto, aumentar los rendimientos agrícolas era el primer objetivo que guiaba el manejo del suelo en un modelo agrario basado en los principios de la revolución verde. Las consecuencias de esta forma de actuar se reflejan en las amenazas actuales como: erosión, disminución de materia orgánica y biodiversidad, contaminación, salinización, compactación, inundaciones y cambios en el uso del suelo por presión antrópica (Labrador, 2008).

Puede afirmarse, además, que el suelo influye considerablemente sobre el medio en el que se ubica y repercute en las actividades sociales y económicas de los grupos humanos que se asientan en ese territorio, grupos que ejercen diferente grado de presión sobre el suelo y que generan así afectación o deterioro de éste (Gardi et al., 2014). La historia, da cuenta de cómo el suelo ha sido parte de la vida de los seres humanos, no obstante, es el gran olvidado cuando se alude a los recursos naturales (Saavedra, 2015). Actualmente, se juzga que debe haber un manejo respetuoso del suelo procurando una alta calidad del mismo, no solo para la producción de alimentos sino para preservar los servicios ecosistémicos y regular el clima (Burbano-Orjuela, 2016).

La calidad del suelo se define como la capacidad del suelo para desempeñar múltiples funciones ecosistémicas y puede evaluarse midiendo parámetros químicos, físicos y biológicos (Bongiorno et al., 2019). Así mismo, esta característica se encuentra estrechamente vinculada con la capacidad de los suelos para retener agua, reutilizar nutrientes y actuar como un entorno propicio para la descomposición de la materia orgánica. Su principal función radica en la acumulación de carbono orgánico en el suelo, fomentando así una mayor diversidad en el entorno edáfico y asegurando un crecimiento óptimo de las plantas (Ginebra, 2014).

1.3.2 Materia orgánica del suelo

La materia orgánica del suelo (MOS) se encuentra constituida por una variedad importante de compuestos de complejidad variable en un continuo estado de transformación. Este material varía desde residuos de cultivos y animales recientemente incorporados hasta la compleja estructura del humus alcanzada luego de muchos años de transformación (Galantini & Suñer, 2008). La MOS constituye el indicador más reportado en la literatura para medir su calidad y resulta indispensable para hacer estudios globales de variaciones en la capacidad productiva de los suelos (Ginebra, 2014). Esto se debe a que la renovación de la MOS desempeña un papel crucial en el funcionamiento del ecosistema del suelo y en el calentamiento global (Lefèvre et al., 2017).

Del mismo modo, Galantini & Suñer (2008), mencionan que la MOS es el atributo del suelo que se utiliza con más frecuencia en los estudios de largo plazo como un indicador importante de su calidad y sustentabilidad agronómica. Esto es debido a que es un componente

fundamental de los suelos sanos y funcionales porque vincula las propiedades y procesos físicos, químicos y biológicos en una matriz coherente y viva (Culman et al., 2021).

Sin embargo y aún con la importancia que tiene la MOS para la producción agropecuaria, no existen métodos de rutina que midan su contribución a la productividad, o bien no hay un consenso amplio sobre su forma de aplicación. El conocimiento sobre el aporte de nutrientes que realiza es escaso. Por esto, las estimaciones de necesidades de fertilizantes se basan más en la disponibilidad inicial, rendimiento esperado e historia de cultivos, que en la cantidad y la calidad de la MOS (Galantini & Suñer 2008).

En los últimos años, ha habido un interés creciente en los indicadores de la salud del suelo, muchos de estos se centran en medir propiedades directamente relacionadas con el contenido o la dinámica de la materia orgánica del suelo. Esto se debe a que la MOS es fundamental para la estabilización de la estructura del suelo, la retención y liberación de nutrientes de las plantas, y el mantenimiento de la capacidad de retención de agua. Lo que la convierte en un indicador clave no sólo para la productividad agrícola sino también para la resiliencia ambiental (Lefèvre et al., 2017).

Si bien, como se mencionó anteriormente, la MOS es el indicador de la salud del suelo más utilizado y claramente interpretable (Büneman et al., 2018), responde lentamente al manejo (Stott, 2019). Sumado a esto, tiene un alto costo de análisis y no brinda información directa acerca de las prácticas que se realizan en el suelo. Es por esto que un indicador de la salud del suelo debe ser sensible a la gestión, susceptible de un análisis de alto rendimiento, repetible e interpretable (Stott, 2019).

1.3.3 Carbono orgánico del suelo

El carbono orgánico del suelo (COS) es el principal constituyente de la materia orgánica, aproximadamente 50%, y por lo tanto se ha convertido en el principal o incluso en la moneda universal de la salud del suelo (Culman et al., 2021), dado que la MOS no tiene una composición química definida (Weil et al., 2003). El COS es uno de los indicadores de calidad del suelo más utilizados junto con el pH, el fósforo, potasio y como se mencionó anteriormente la materia orgánica.

Además, el COS desempeña un papel crucial en la regulación del clima al tener el potencial de incrementar la captura de carbono y contrarrestar los impactos devastadores de los eventos climáticos extremos (Lal, 2004). Sin embargo, la reducción del mismo constituye una de las principales amenazas para los suelos productivos, lo que ha llevado a que las prácticas agrícolas se enfoquen cada vez más en aumentar las reservas de carbono orgánico del suelo a nivel global (Bongiorno et al., 2019)

En principio, la cantidad de COS almacenada en un suelo determinado depende del balance entre la cantidad de carbono que entra y sale del suelo, como gases de respiración basados en carbono, procedentes de la mineralización microbiana y, en menor medida, de la lixiviación del suelo como carbono orgánico disuelto. Localmente, el carbono también se puede perder o ganar a través de la erosión o deposición del suelo, lo que lleva a la redistribución del mismo a escala local y regional. Por lo tanto, los niveles de almacenamiento de COS se controlan principalmente gestionando la cantidad y calidad de residuos orgánicos que entran en el suelo

y minimizando las pérdidas de carbono del suelo con prácticas culturales adecuadas (FAO & ITPS, 2015).

1.3.4 Carbono activo

El carbono activo es una fracción relativamente pequeña del COS y responde rápidamente a los cambios en el manejo del suelo (Weil y Magdoff, 2004). Es importante para la calidad del suelo, porque tiene influencia en la estabilidad de los agregados y está directamente relacionado con la mineralización del carbono, nitrógeno y fósforo.

A pesar de la dificultad para definir la composición exacta del carbono activo, se ha observado que está compuesto por aminoácidos, carbohidratos, una fracción de la biomasa microbiana y otros compuestos orgánicos simples. Sumado a esto, es fácilmente degradable desde el punto de vista químico y físicamente accesible para los microorganismos presentes en el suelo (Zou et al., 2005).

El carbono activo, además de ser influenciado por el clima, tipo del suelo y cobertura vegetal, responde a variaciones en las propiedades físicas, químicas y biológicas provocadas por las prácticas agrícolas en el suelo (Awale et al., 2017). Esto lo hace más sensible a las prácticas de manejo como labranza, rotación de cultivos y enmiendas del suelo (Awale et al., 2017) que la MOS y además, se lo ha identificado como una medida que integra la dinámica del carbono del suelo. Esta capacidad de respuesta a corto plazo lo ha convertido en un indicador importante de la acumulación de COS facilitando la evaluación de la salud biológica general del suelo (Culman et al., 2021).

Las prácticas de manejo como la adición de materia orgánica como enmienda (Gattinger et al., 2012) y la labranza reducida en la capa superior del suelo aumentan el contenido carbono activo (Cooper et al., 2016). Además, estas prácticas tienen el potencial de mejorar la agregación del suelo, que es uno de los principales mecanismos a través del cual el carbono activo se almacena en el suelo (Bongiorno et al., 2019).

1.3.5 Colorímetro

Un colorímetro es un dispositivo empleado para determinar la absorbancia de una solución, es decir, la cantidad de luz de una longitud de onda específica que una muestra absorbe (Chiluita y Piguave, 2011). Su funcionamiento radica en la comparación entre la cantidad de luz que atraviesa la solución y la cantidad de luz que puede atravesar una muestra de solvente puro. El principio matemático del colorímetro, al igual que del espectrofotómetro, se basa en la ley de Beer-Lambert. Esta permite establecer la concentración de un soluto a partir de la medición de la absorbancia de la muestra (Fajardo et al., 2018).

El colorímetro está equipado con una fuente de luz monocromática tipo LED y un sensor de intensidad lumínica que genera una señal eléctrica proporcional a la intensidad de luz incidente. A mayor concentración de la muestra, se produce una mayor absorción de luz por parte de esta, lo que implica que menos luz atraviesa la solución y, por ende, la señal del sensor es proporcionalmente menor (Figura 1).

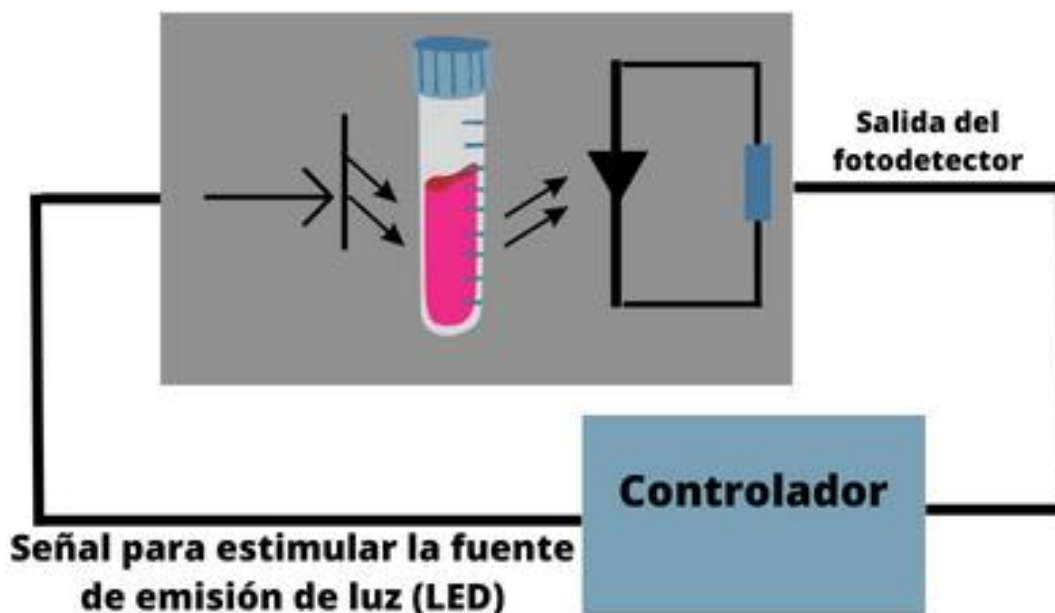


Figura 1: Representación esquemática del funcionamiento del colorímetro.

1.3.6 Antecedentes

Existe una gran cantidad de proyectos de colorímetros de código abierto de índole nacional e internacional para medir parámetros ambientales en suelo y agua. En las referencias de los antecedentes que se citan a continuación se pueden encontrar las páginas web de los repositorios donde están publicados los archivos con la lista de materiales, los diseños de los circuitos impresos (PCB), códigos y archivos de diseños.

Anzalone et al., (2013) desarrollaron un colorímetro de código abierto para la determinación de la demanda química de oxígeno, el cual demostró una buena reproducibilidad y sirve como plataforma para un mayor desarrollo y derivación del diseño para otros fines similares, como la nefelometría, siendo una alternativa económica para los potenciales usuarios. Asimismo, Kutschera y Lamb en 2018 presentaron un trabajo de determinación de la densidad de células vivas de microorganismos cultivados en líquido con colorimetría.

Por otro lado, Wittbrodt et al., (2018), validaron un protocolo de medición de nitratos con un colorímetro de bajo costo que funciona tan bien como los sistemas patentados comerciales por menos del 15% del costo de los materiales. Esto permite un mayor acceso a la tecnología y a una nueva técnica de prueba de nitrato más segura al no utilizar compuestos nocivos para la salud.

Wijnen y colaboradores (2014), trabajaron en una metodología para el diseño, desarrollo y validación técnica de una plataforma de análisis de agua de tecnologías libres y de bajo costo con el fin de analizar la calidad del agua. Utilizaron colorimetría para determinar la demanda química y biológica de oxígeno y nefelometría para medir la turbidez del agua.

Sumado a esto, IO Rodeo¹, una pequeña empresa dedicada al diseño y fabricación de instrumentos de laboratorio de tecnologías libres, destinada a educadores, estudiantes y

¹ Sitio web de IO Rodeo : <https://iorodeo.com/>

científicos, ha desarrollado un colorímetro científico de bajo costo, cuyo diseño (software y hardware) está disponible en el repositorio GitHub². El mismo lo han utilizado para determinar amonio, nitratos y fosfatos.

En cuanto al equipo de trabajo de esta tesis, está integrado por docentes e investigadores de la Facultad de Ciencias Agrarias y Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la UNCuyo, que tienen experiencia en el desarrollo de hardware científico abierto (Cremades et al., 2018). En el año 2018, realizó un análisis de los diseños abiertos existentes en la web y replicaron y adaptaron el correspondiente a IO Rodeo.

El resultado fue “ColorLabFD”, el cual se ha utilizado para fines educativos y de investigación y puede encontrar publicado en la página web GitLab³. El dispositivo se validó aplicando dos técnicas analíticas, determinación de pH y determinación de nitratos en agua. Además, el equipo de trabajo ha realizado talleres de réplica del dispositivo en instituciones educativas y de investigación, que han dado lugar a nuevas aplicaciones que ponen de manifiesto las ventajas de promover el trabajo colaborativo para el desarrollo de estos dispositivos en América Latina.

Por otro lado, el grupo de investigación CoSensores, integrada por estudiantes y docentes de universidades nacionales de Argentina mejoró la versión del ColorLabFD con el desarrollo de una caja encastrable que aloja toda la electrónica y una aplicación para Android que permite manejar el colorímetro desde un smartphone mediante conexión Bluetooth. Posteriormente, en el marco de la residencia de tecnologías abiertas realizado en 2022 con sede en la Facultad de Ciencias Agrarias, UNCuyo, CoSensores junto con el equipo técnico presentaron un diseño más compacto del colorímetro, con módulo Bluetooth, sin necesidad de cables. El resultado fue el Colorímetro reGOSH⁴, que es el que se utilizó en esta tesis.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

Para validar el instrumento y el protocolo se tomaron muestras de diferentes fincas de la provincia de Mendoza y se determinó carbono activo mediante dos protocolos utilizando colorímetros de código abierto y un espectrofotómetro de referencia.

2.1 Muestras

2.1.1. Toma de muestras

Las muestras utilizadas durante la tesis fueron obtenidas en el marco del proyecto “Laboratorio Agroecológico Abierto”⁵ y pertenecen a fincas ubicadas en tres zonas productivas de Mendoza (Lavalle, Valle de Uco y Maipú). Las del noreste de la provincia (Lavalle) corresponden a productores afiliados a la Unión de Trabajadores Sin Tierra (UST), las muestras que se recolectaron en Maipú fueron de un viñedo perteneciente a la

² Repositorio de IO Rodeo en Github: <https://github.com/iorodeo/>

³ Repositorio del colorímetro “ColorLabFD”: <https://gitlab.com/nanocastro/ColorLabFD>

⁴ Repositorio colorímetro Regosh: <https://gitlab.fcen.uncu.edu.ar/regosh/colorimetro-regosh>

⁵ Página web del “Laboratorio Agroecológico Abierto”: <https://regosh.libres.cc/proyectos/lab-agroeco-abierto/>

Cooperativa Ayllú, mientras que las demás fueron de agricultores de la organización Crece Desde el Pie, con sede en San Carlos. Las fincas difieren en cuanto a su manejo, algunas utilizan prácticas agroecológicas y otras convencionales, y se cultivan distintos tipos de especies como viñedos, hortalizas y flores ornamentales (Tabla 1). Cabe aclarar que todos los suelos analizados corresponden al orden Entisoles según la clasificación taxonómica Soil Taxonomy (Regairaz 1996).

Tabla 1: Muestras de suelo analizadas, origen, cultivo y tipo de manejo, y profundidad.

Referencia de la muestra	Organización	Ubicación	Cultivo y tipo de manejo	Profundidad
A2	Cooperativa Ayllu	Barrancas, Maipú	Viñedo con variedad Pedro Gimenez y en el interfililar abonos verdes, con manejo agroecológico	0-30 cm
2	Unión de Trabajadores Rurales sin Tierra (UST)	Jocolí, Lavalle	Sector hortícola con manejo agroecológico	0-30 cm
6	Unión de Trabajadores Rurales sin Tierra (UST)	Jocolí, Lavalle	Sector hortícola con manejo convencional	0-30 cm
19	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Huerta agroecológica con agregado de enmiendas orgánicas	0-30 cm
M1	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Huerta agroecológica con agregado de enmiendas orgánicas	0-30 cm
M2	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Cultivo de flores ornamentales con poco agregado de enmiendas orgánicas	0-30 cm
SR1	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Cultivo de hortalizas sin rotación en transición agroecológica	0-30 cm
SR2	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Suelo no cultivado, pero con alto contenido de materia orgánica	0-30 cm
V1	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Cultivo de cebolla y tomate con agregado de enmiendas orgánicas	0-30 cm
V2	Crece desde el Pie	Valle de Uco	Suelo sin cultivar	0-30 cm

2.1.2 Acondicionamiento de muestras

Las muestras fueron secadas al aire a temperatura ambiente por 24 horas, luego se molieron en un mortero y posteriormente se pasaron por un tamiz de 2000 micrones. Se almacenaron en bolsas plásticas correctamente identificadas hasta el momento de analizar.

2.2 Construcción del colorímetro

El colorímetro denominado “Colorímetro FCA”, se desarrolló siguiendo la documentación disponible en el repositorio GitLab de reGOSH, que está publicado y es de libre acceso, empleando firmware, software y hardware de código abierto. En primer lugar, se comenzó con la obtención de los materiales requeridos: placa arduino nano, led RGB 5050, sensor TCS3200, un circuito regulador de corriente, módulo bluetooth y carcasa construida con impresión 3D. Posteriormente, se inició el armado del mismo, siguiendo el esquema electrónico (Figura 2) y en última instancia se imprimió la carcasa 3D en el laboratorio de tecnologías libres de la Facultad de Ciencias Agrarias (FCA).

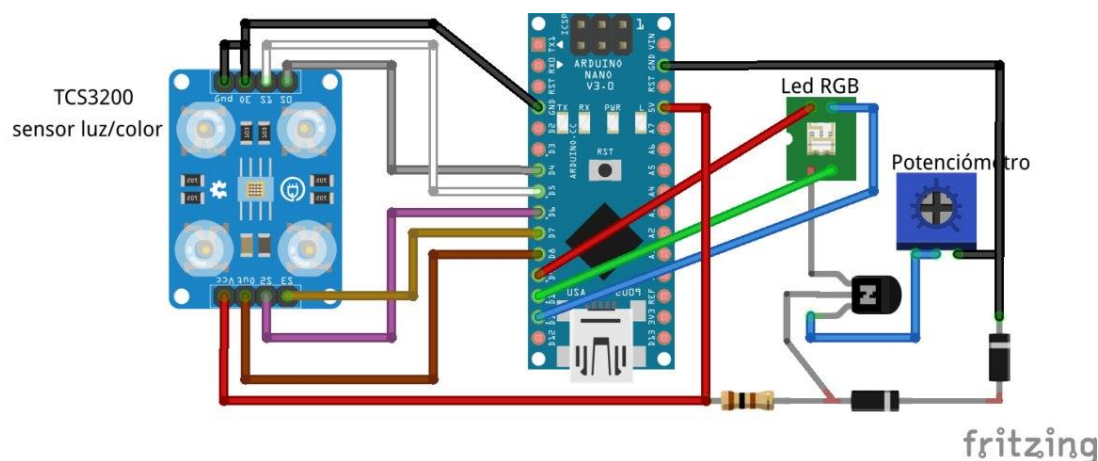


Figura 2: Esquema electrónico para el armado del colorímetro. Elaboración propia.

Por otro lado, en la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales (FCEN), en el laboratorio de física experimental se realizó un colorímetro de las mismas características, denominado “Colorímetro FCEN”. La diferencia con el Colorímetro FCA es que utiliza un LED Led Rgb Smd 5050pwm, con una longitud de onda de pico de trabajo distinta. Este dispositivo también fue empleado para realizar las mediciones de las muestras en estudio (Figura 3).

Sumado a esto, para las mediciones a campo se utilizó un colorímetro desarrollado con tecnologías libres de la empresa IO Rodeo (Figura 4). Todas las mediciones realizadas con los colorímetros fueron contratadas con mediciones realizadas con un espectrofotómetro Shimadzu UV-Vis 1800 homologado, perteneciente al laboratorio de química de la FCEN (Figura 4).

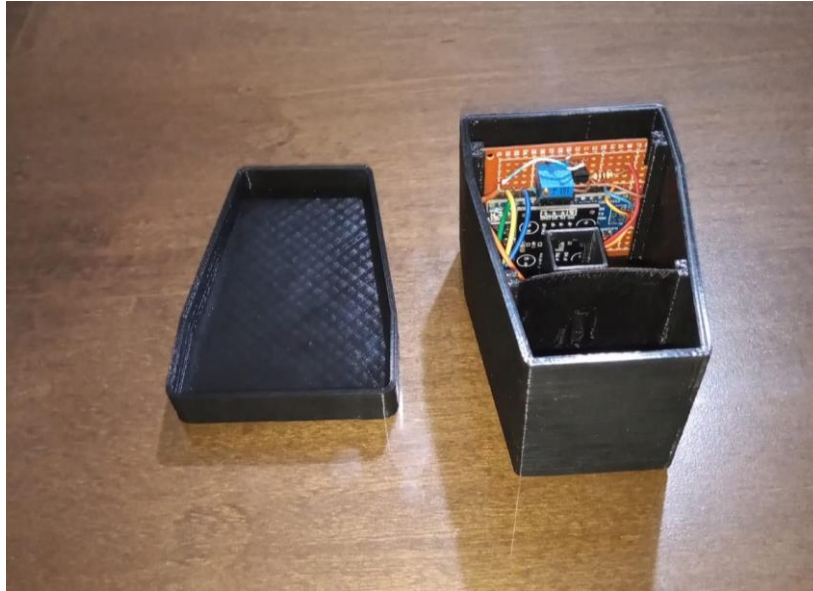


Figura 3: Colorímetro FCA



Figura 4: Lado izquierdo: Colorímetro FCEN. Centro: espectrofotómetro Shimadzu UV-Vis 1800. Lado derecho: Colorímetro IO Rodeo.

2.3 Protocolos de medición de carbono oxidable por permanganato

La determinación de carbono activo se llevó a cabo en el laboratorio de la FCEN y en el Laboratorio de Tecnologías Libres de la FCA. Se evaluaron dos protocolos, el primero fue propuesto por Weil et al., (2003) y luego adaptado por Culman et al., (2012), mientras que el segundo fue propuesto por la Fundación McKnight (Vanek et al., 2018). En Anexo I se encuentran aprendizajes a tener en cuenta al momento de llevar a cabo las mediciones.

2.3.1 Protocolo de Weil adaptado por Culman y colaboradores en 2012

Para el primer protocolo, se pesaron 2,5g de muestra de suelo, se le añadieron 20 mL de una solución de permanganato de potasio (KMnO_4) a una concentración de 0,02 M. Se agitó durante 2 minutos con la mano y luego se dejó reposar destapado durante 10 minutos. Posteriormente se tomó una alícuota de 0,5 mL y se diluyó en 49,5 mL de agua destilada. El diagrama de flujo del procedimiento se encuentra en Anexo II.

Se preparó una curva de calibración mediante regresión lineal (concentración vs absorbancia) a partir de una solución estándar de KMnO_4 , siguiendo el mismo tratamiento que se le dio a la muestra (Anexo II). Las concentraciones empleadas fueron de (0,005, 0,01, 0,015, 0,02 mol/L) (Figura 5).

Las determinaciones se realizaron con los dos colorímetros (Colorímetro FCA y Colorímetro FCEN) a una longitud de onda de 537 nm y 520 nm respectivamente y con el espectrofotómetro Shimadzu UV-Vis 1800 a una longitud de onda de 550 nm. El cálculo del contenido de carbono activo, expresado en mg de carbono por kg de suelo seco, se realizó a partir de la siguiente fórmula propuesta por Weil et al (2003) y luego modificada por Culman y colaboradores en 2012:

$$POXC \left(\frac{\text{mg}}{\text{kg_suelo}} \right) = \left[0,02 \text{ mol/L} - (a + b * Abs) \right] * (9000 \text{ mg C/mol}) * (0,02 \text{ L solución /Wt})$$

Donde:

0,02 mol/L = concentración inicial de la solución

a = ordenada al origen de la curva de calibración

b = pendiente de la curva de calibración

Abs = absorbancia de la muestra

9000 = miligramos de carbono oxidado por 1 mol de MnO_4^- pasando de Mn^{+7} a Mn^{+4}

0,02 L = volumen solución madre

Wt = peso de la muestra de suelo seco en kg

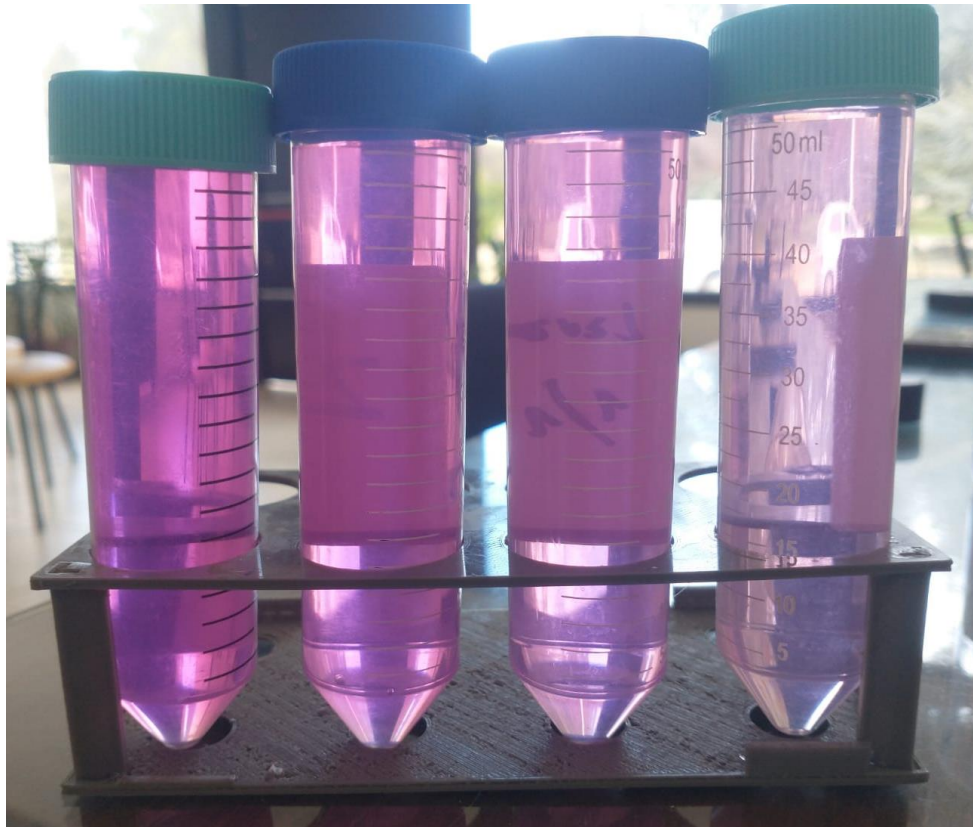


Figura 5: Diferentes diluciones de $KMnO_4$ para realizar la curva de calibración.

2.3.2 Protocolo adaptado por la fundación McKnight y publicado en “Cómo evaluar la salud del suelo: Manual de protocolos”

Este protocolo comparte la misma metodología que el protocolo mencionado anteriormente, sin embargo, presenta algunas diferencias. Estas son: la concentración de la solución patrón de permanganato es de 0,015 M (con el objetivo de ahorrar reactivo); la alícuota de 0,5 mL de la muestra tratada se diluye en 30 mL de agua destilada; no se realiza una curva de calibración, sino que solo se usa el valor de absorbancia de la solución de permanganato de potasio de 0,015 M y el valor de absorbancia de la muestra de suelo tratada. El diagrama de flujo del procedimiento se encuentra en Anexo II.

Las determinaciones se realizaron con los mismos instrumentos mencionados en el protocolo anterior. El cálculo del contenido de carbono activo, expresado en mg de carbono por kg de suelo seco, se realizó a partir de la siguiente fórmula:

$$POXC \left(\frac{mg\ C}{kg_{suelo}} \right) = [((1 - abs_{muestra}/abs_{KMnO_4}) * 0,015M) * 0,02 * 9000] / Wt$$

Donde:

$abs_{muestra}$ = lectura de la absorbancia de la muestra de suelo

0,02 M = Concentración inicial de la solución de $KMnO_4$

abs_{KMnO_4} = lectura de la absorbancia de solución de $KMnO_4$

0,02 L = Volumen de la solución expresado en litros

9000 = miligramos de carbono oxidado por 1 mol de MnO_4^- pasando de Mn^{+7} a Mn^{+4}

Wt = peso de la muestra en kilogramos

2.4 Mediciones a campo

Se realizaron mediciones demostrativas de carbono activo en campo mediante el protocolo de Weil adaptado por Culman utilizando el Colorímetro FCA y el Colorímetro IO Rodeo. Las mismas se llevaron a cabo en la estación experimental del INTA de Valle de Uco junto a productores (Figura 6 y 7). Luego se compararon estos valores con los valores de materia orgánica realizados por el laboratorio de suelos del INTA EEA Mendoza.



Figura 6: Calibración de los instrumentos, previo a hacer las mediciones con los productores.



Figura 7: Puesta en común con los productores de los resultados obtenidos posterior a las mediciones.

2.5 Análisis de errores

En todos los casos se determinaron los intervalos de confianza de las medidas de carbono activo mediante el software Python. Para el caso del protocolo propuesto por Weil y adaptado por Culman, se determinaron los intervalos de confianza de los parámetros de ajuste de la regresión lineal y se calculó el error final de las medidas de POXC mediante propagación de errores.

En el caso del protocolo propuesto por la Fundación McKnight, se calcularon los intervalos de confianza mediante propagación de errores, a partir de la dispersión en las medidas de absorbancia para múltiples repeticiones. En todos los casos se expresan los errores con un nivel de confianza del 95%. El desarrollo de la propagación de errores para ambos protocolos se puede encontrar en el repositorio Gitlab de elaboración propia ⁶.

Posteriormente se compararon los errores de cada instrumento mediante un Análisis de la Varianza (ANOVA) con el software Python. La comparación de medias se realizó por el test de LSD Fisher con un nivel de significancia igual a 0,05.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Armado y calibración del colorímetro

Se procedió a ensamblar el colorímetro utilizando tecnologías de código abierto siguiendo el repositorio de Gitlab Regosh público. Sin embargo, durante las mediciones, se notaron

⁶ <https://nanocastro.gitlab.io/ColorLabFD/calibracion>

algunas deficiencias en el diseño existente que estaban afectando las mediciones. Por lo tanto, se propusieron e implementaron mejoras en el diseño.

En primer lugar, el habitáculo del sensor no estaba completamente cerrado, por lo que al mismo llegaba luz indirecta de la fuente de luz LED, que no pasaba por la muestra. Para solucionar esto, se imprimió una pared con una rendija en el centro alineado con la ventana del portacubetas y el sensor de luz permitiendo que la luz que le llega al sensor sea solo la que atraviesa la muestra.

Además, al colocar la cubeta en el portacubeta, la tapa del colorímetro no lograba cerrarse completamente, lo que permitía el ingreso de luz desde el exterior. Para ello, se diseñó una tapa con paredes con una mayor altura, para imposibilitar la llegada de luz del exterior al dispositivo.

Por otro lado, el diseño original estaba concebido para utilizar un LED RGB distinto al que se utilizó en el ensamblaje, lo cual generaba que no encaje adecuadamente en el mecanismo disponible en el instrumento. Esto ocasionaba que el LED no siempre estuviera en la misma posición y eso afectaba la medición de absorbancia. Para poder resolverlo, se diseñó una pieza imprimible en 3D que se acopla al diseño de la carcasa.

Todas estas mejoras se subieron al repositorio del colorímetro y fueron integradas al diseño definitivo del colorímetro que está publicado. Estas contribuciones ponen de manifiesto las ventajas del hardware científico abierto frente a los equipos privados, cuyas actualizaciones dependen exclusivamente del fabricante.

Otro de los problemas que se presentó durante el desarrollo de las mediciones fue la dificultad de conseguir LEDs con la longitud de onda específica que establece el protocolo (550 nm), ya que no están disponibles las especificaciones de los LEDs que se encuentran en el mercado. Es por esto que se diseñó un experimento para caracterizar los LED utilizados en los colorímetros FCEN y FCA, y de esa manera determinar la longitud de onda efectiva de trabajo. El diseño consistió en un soporte imprimible en 3D para determinar el espectro de emisión de los LEDs de los dos colorímetros (FCA y FCEN) utilizando un espectrómetro UV-Visible Shimadzu UV-1800. Este diseño se coloca dentro del zócalo libre (Figura 8).



Figura 8: Proceso de determinación de la longitud de onda de los LEDs utilizando el espectrofotómetro.

Para el Colorímetro FCA, se utilizó el LED RGB 5050 con un pico en los 537 nm (Figura 9). Mientras que para el colorímetro FCEN se usó el LED RGB SMD 5050PWM donde el pico de absorción se encontró en los 519 nm (Figura 10). A pesar de que el pico de absorción no fue exactamente igual al propuesto por Weil y colaboradores (2003), 550 nm, los resultados obtenidos en este trabajo demuestran que realizar las mediciones con las longitudes de onda mencionadas, no alteran los resultados de absorción ni de carbono activo.

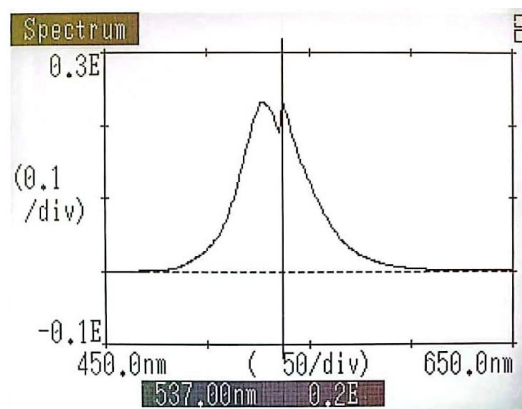


Figura 9: Determinación de la longitud de onda para el LED del colorímetro FCA.

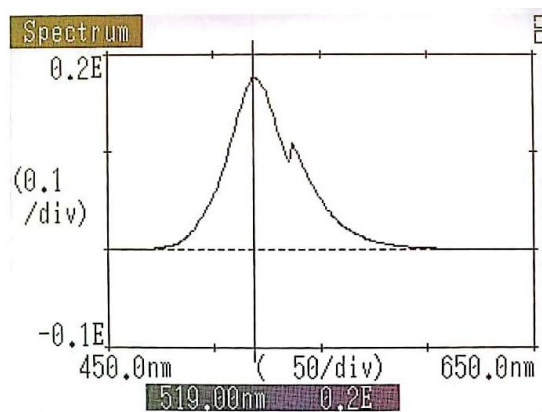


Figura 10: Determinación de la longitud de onda para el LED del colorímetro FCEN.

3.2 Protocolo de Weil adaptado por Culman y colaboradores en 2012

Los resultados del protocolo de Weil adaptado por Culman y colaboradores en 2012, se redactaron en dos partes. En la primera parte se muestran las curvas de calibración y los errores correspondientes. Para la segunda sección se muestran los valores obtenidos de carbono activo.

3.2.1 Curvas de calibración

En primer lugar, se realizaron las mediciones de absorbancia de las distintas diluciones de permanganato de potasio y luego se construyó una curva de calibración para cada instrumento (FCA, FCEN y espectrofotómetro). Con estos valores se realizó una regresión lineal, obteniendo un R^2 igual a 0.99 para los 3 instrumentos y posteriormente se calcularon los errores y los intervalos de confianza para los parámetros de ajuste (Tabla 2 y Figuras 11, 12, 13).

Tabla 2: Resultados obtenidos para cada instrumento, Colorímetro FCA, Colorímetro FCEN y espectrofotómetro.

	Colorímetro FCA	Colorímetro FCEN	Espectrofotómetro
Ecuación	$y = -0.0002 + 0.04824 \cdot x$	$y = -0.0036 + 0.05217 \cdot x$	$y = 0.0001 + 0.0456 \cdot x$
R2	0.999	0.999	0.999
Error en la pendiente	0.048 ± 0.003	0.052 ± 0.003	0.046 ± 0.002
Error en la ordenada al origen	-0.0002 ± 0.0007	-0.004 ± 0.001	0.0002 ± 0.0005
Intervalo de confianza para la pendiente	(0.045 ; 0.051)	(0.049 ; 0.055)	(0.044 ; 0.048)
Intervalo de confianza para la ordenada al origen	(0.0009 ; 0.0005)	(0.005 ; -0.003)	(0.0003 ; 0.0007)

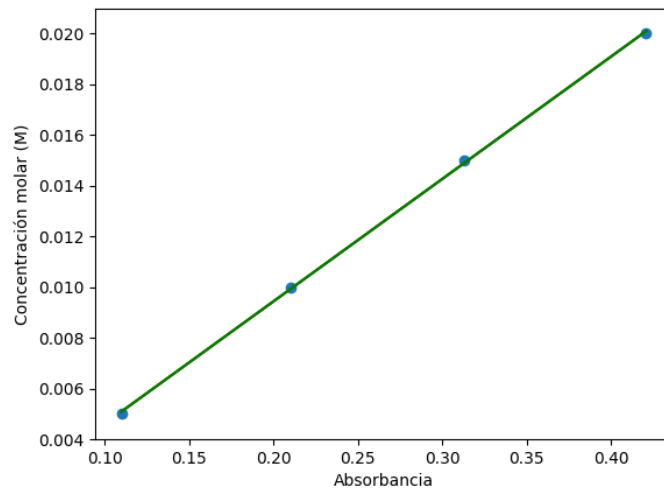


Figura 11: Regresión lineal de la curva de calibración del colorímetro FCA.

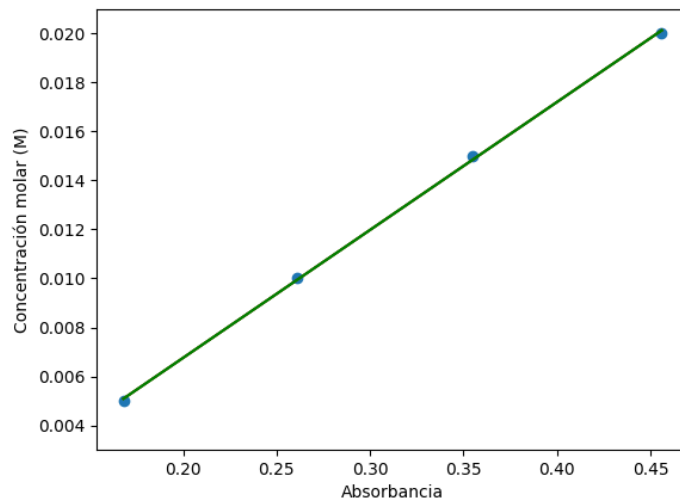


Figura 12: Regresión lineal de la curva de calibración del colorímetro FCEN.

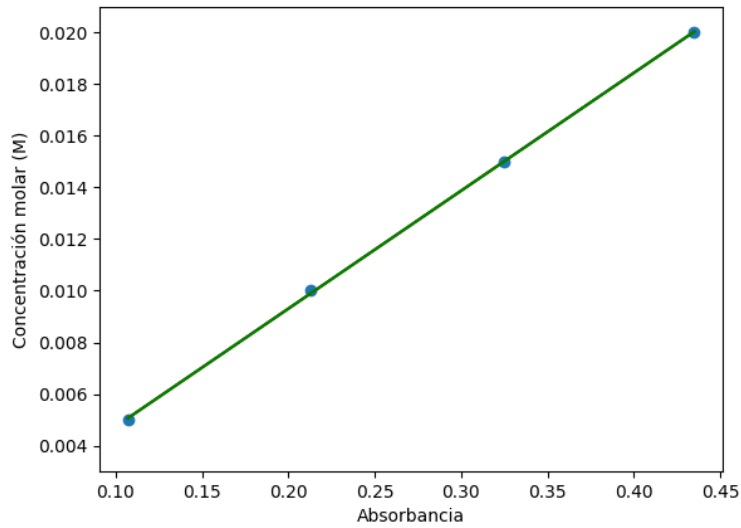


Figura 13: Regresión lineal de la curva de calibración del espectrofotómetro.

No se observaron diferencias estadísticamente significativas en las pendientes de las regresiones lineales, lo que indica que todos los instrumentos son igualmente sensibles a pesar de que la longitud de onda de trabajo de cada uno sea distinta.

3.2.2 Determinación de la fracción de carbono activo

De las mediciones de absorbancia se destacó que la muestra que obtuvo los mayores valores fue la A2, mientras que los menores valores los obtuvo la muestra 19 (Figura 14).

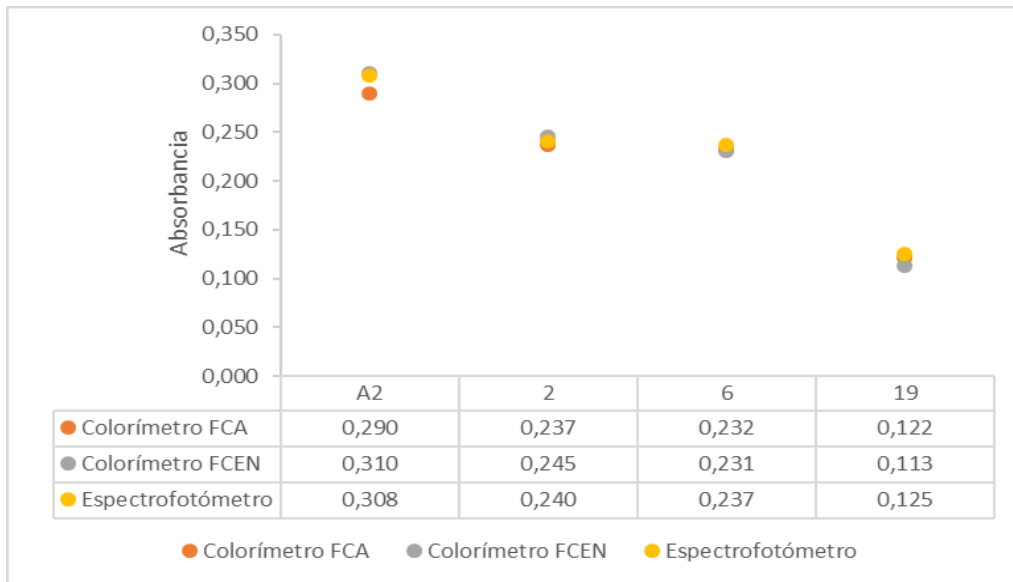


Figura 14: Valores de absorbancia para cada muestra medida con los tres instrumentos.

Posteriormente, se calcularon los valores de carbono activo para cada muestra (Figura 15 y Tabla 3). La muestra que obtuvo mayor valor de carbono activo de suelo fue la muestra 19, en tanto que, la muestra con menor valor de carbono activo fue la muestra A2.

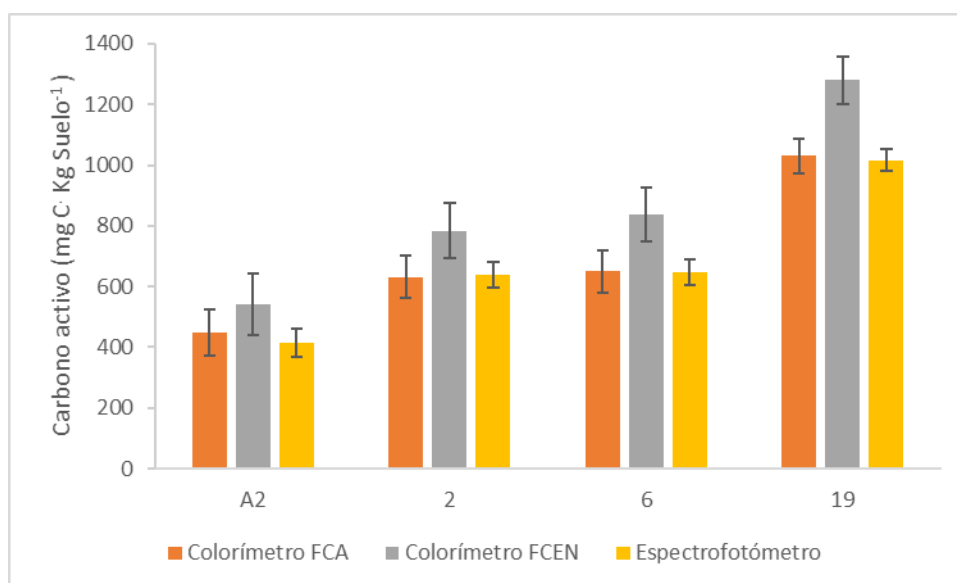


Figura 15: Valores de carbono activo y barra de propagación de errores para cada muestra medida con los tres instrumentos.

Para los 3 instrumentos, se observó que la muestra que mayor error tiene, es la de menor valor de carbono activo (A2) mientras que la que menor error tiene es la muestra con mayor carbono activo (19). Esto puede deberse a que a mayor absorbancia (menos carbono activo) el protocolo pierde precisión en comparación a muestras con mayor contenido de carbono activo (menores absorbancias)

Esto resalta la importancia de poder realizar la propagación de errores en los resultados y calcular los intervalos de valores para determinar la precisión del equipo.

Tabla 3: Valores de carbono activo en mg C · Kg Suelo⁻¹ de suelo y los intervalos de confianza para las distintas muestras medidas con los colorímetros FCA, FCEN y con el espectrofotómetro.

Muestras	Carbono activo (mg C · Kg Suelo ⁻¹) Colorímetro FCA	Intervalo de confianza	Carbono activo (mg C · Kg Suelo ⁻¹) Colorímetro FCEN	Intervalo de confianza	Carbono activo (mg C · Kg Suelo ⁻¹) Espectrofotómetro	Intervalo de confianza
A2	450	(370 – 530)	500	(400 – 600)	420	(370 – 470)
2	630	(560 – 700)	780	(690 – 870)	640	(600 – 680)
6	650	(580 – 720)	840	(750 – 930)	650	(610 – 690)
19	1030	(970 – 1090)	1280	(1200 – 1360)	1020	(980 – 1060)

3.3 Protocolo adaptado por la fundación McKnight y publicado en “Cómo evaluar la salud del suelo: Manual de protocolos”

3.3.1 Determinación de la fracción de carbono activo con el colorímetro y espectrofotómetro

En primer lugar, se obtuvieron valores de absorbancia de las muestras (A2, 2, 6, 19) (Figura 16) con el colorímetro FCA, colorímetro FCEN y con el espectrofotómetro. Posteriormente, se calcularon los valores de carbono activo para cada muestra (Figura 17 y Tabla 4).

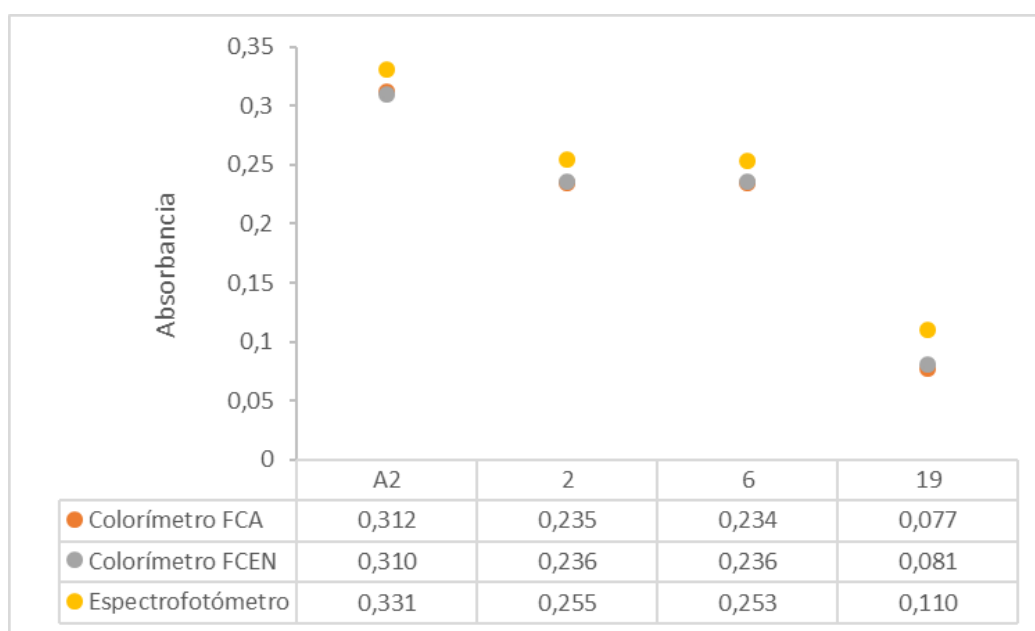


Figura 16: Valores de absorbancia para cada muestra medida con los tres instrumentos.

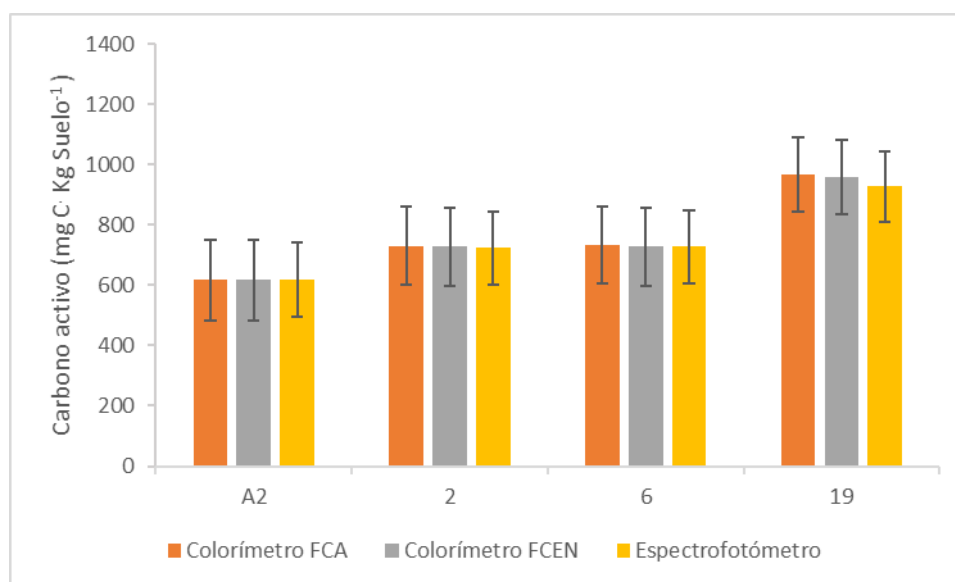


Figura 17: Valores de carbono activo y barra de propagación de errores para cada muestra medida con los tres instrumentos.

Tabla 4: Valores de carbono activo en $\text{mg C} \cdot \text{Kg Suelo}^{-1}$ de suelo y los intervalos de confianza para las distintas muestras medidas con los colorímetros FCA, FCEN y con el espectrofotómetro.

Muestras	Carbono activo ($\text{mg C} \cdot \text{Kg Suelo}^{-1}$) Colorímetro FCA	Intervalo de confianza	Carbono activo ($\text{mg C} \cdot \text{Kg Suelo}^{-1}$) Colorímetro FCEN	Intervalo de confianza	Carbono activo ($\text{mg C} \cdot \text{Kg Suelo}^{-1}$) Espectrofotómetro	Intervalo de confianza
A2	600	(470 – 730)	600	(470 – 730)	600	(480 – 720)
2	700	(570 – 830)	700	(570 – 830)	700	(580 – 820)
6	700	(570 – 830)	700	(570 – 830)	700	(580 – 820)
19	1000	(880 – 1120)	1000	(880 – 1120)	900	(790 – 1010)

3.4 Comparación de protocolos

Se obtuvieron los valores de carbono activo para las muestras A2, 2, 6 y 19 para ambos protocolos (Fundación McKnight y Weil adaptado por Culman). Las mediciones se realizaron con los colorímetros FCA (Figura 18) y FCEN (Figura 19) y con el espectrofotómetro (Figura 20).

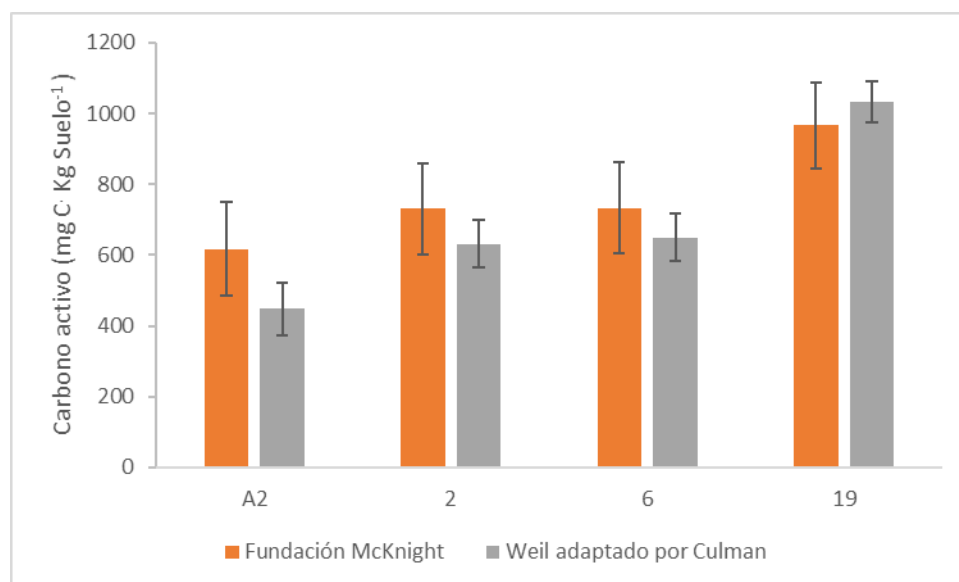


Figura 18: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el Colorímetro FCA.

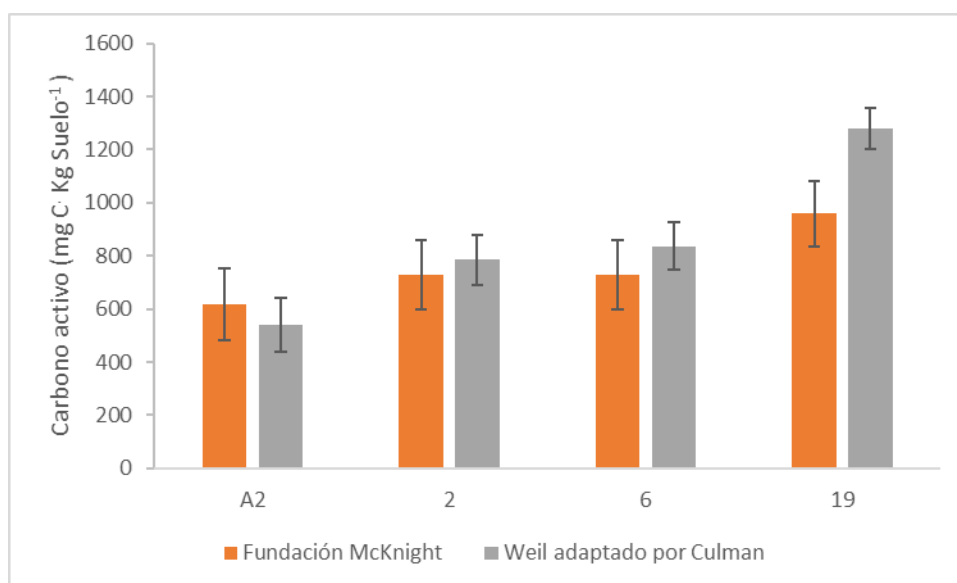


Figura 19: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el Colorímetro FCEN.

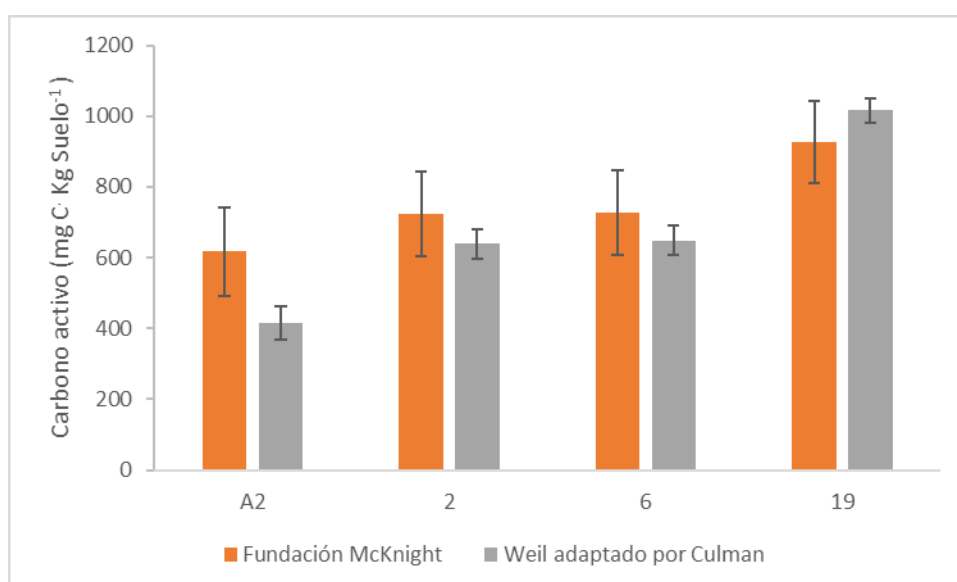


Figura 20: Valores de carbono activo calculados con los dos protocolos y barra de propagación de errores para las muestras A2, 2, 6 y 19 utilizando el espectrofotómetro.

La muestra que más difiere en su contenido de carbono activo en los tres instrumentos es la muestra A2. Teniendo en cuenta que los valores de carbono activo para ambos protocolos son similares, se sugiere que, para estos instrumentos de bajo costo, se utilice el protocolo de Weil adaptado por Culman ya que realizar una curva de calibración permite conocer el grado de error del sensor en todo el espectro de medición del permanganato. Esto es de relevancia ya que al no tener caracterizado el sensor, no se puede asegurar que el error sea homogéneo en todo el rango de intensidad (o absorbancia).

3.5 Comparación de instrumentos

Se realizó un ANOVA con prueba de Fisher LSD con los valores de carbono activo de las muestras A2, 2, 6 y 19 medidas con los instrumentos (Colorímetro FCA, Colorímetro FCEN y espectrofotómetro). Se pudo determinar que los instrumentos no presentaron diferencias significativas en los valores de carbono activo ($p=0,5858$, $n=4$) (Figura 21). La tabla del ANOVA se encuentra en Anexo III.

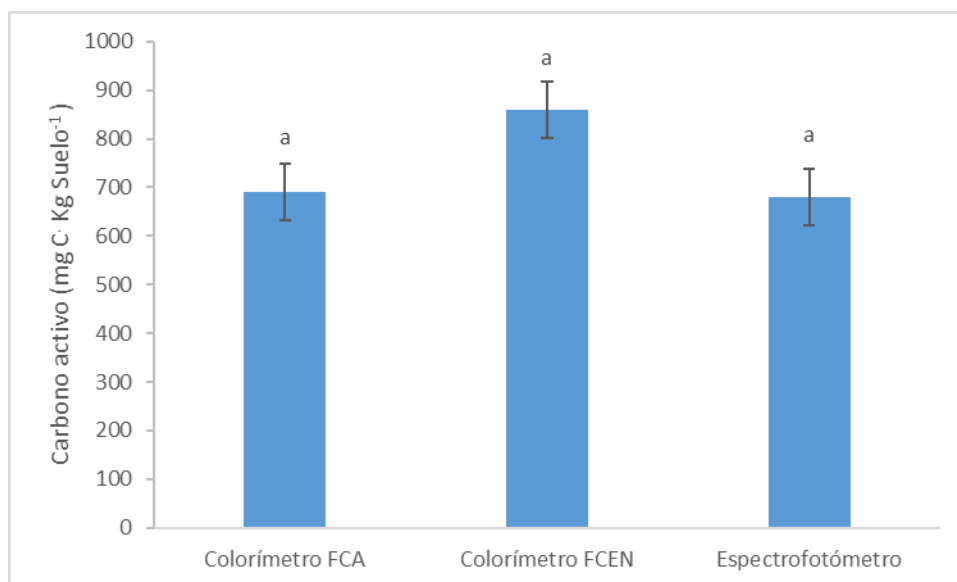


Figura 21: Valores medio de carbono activo y error estándar para los distintos instrumentos. Letras diferentes indican diferencias significativas (Prueba de Fisher LSD, $p < 0,05$, $n=4$).

3.6 Mediciones a campo

Luego de haber desarrollado las mediciones pertinentes para la validación del protocolo de carbono activo con los colorímetros de bajo costo se puso a prueba en el territorio de modo demostrativo. Esto fue en el marco del segundo encuentro del taller “Laboratorio Agroecológico Abierto” llevado a cabo en el INTA de Valle de Uco, donde estuvieron presentes productores y productoras. El objetivo de la jornada fue determinar si los valores de este indicador comparativo son sensibles a distintas prácticas de manejo. En este sentido, se midieron muestras de suelo con enmiendas y sin enmiendas orgánicas extraídas de una misma finca utilizando el Colorímetro FCA y el Colorímetro IO Rodeo (Figura 22 y Tabla 5).

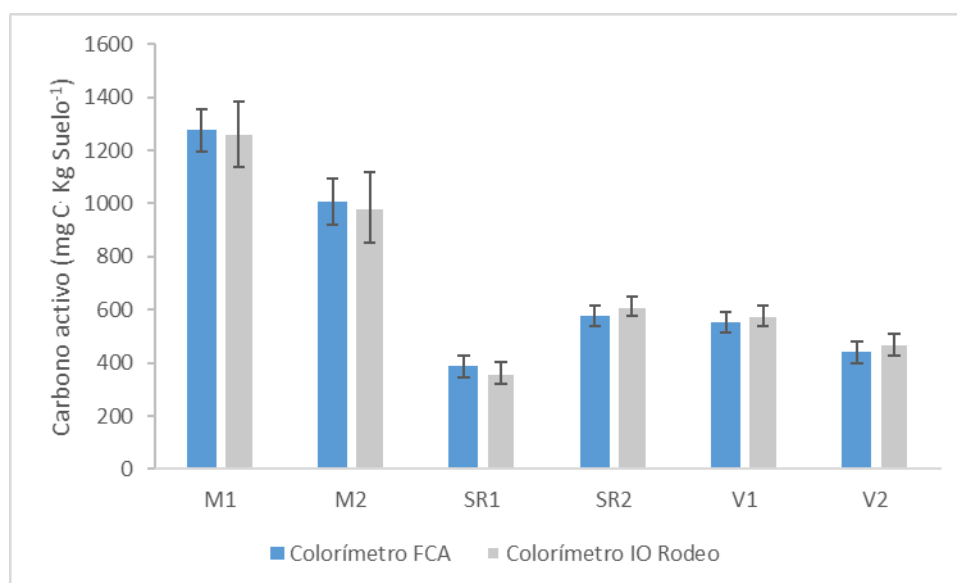


Figura 22: Valores de carbono activo en mg/kg de suelo y barra de propagación de errores para cada muestra medidas con los dos colorímetros (FCA e IO Rodeo).

La muestra M1 (con enmienda) y M2 (sin enmienda) corresponden a una huerta agroecológica, donde la productora realiza las prácticas culturales con herramientas de mano. Además, enriquece el suelo con abundante cantidad de enmiendas orgánicas como bokashi, compost y guano de diferentes animales. Estas características explican los tan elevados valores de carbono activo en ambas muestras de suelo.

Las muestras SR1 y SR2 pertenecen a una productora que se encuentra en transición agroecológica. La muestra SR1 tiene valores más bajos de carbono activo a pesar de que es la muestra con enmienda, ya que de donde se extrajo se realiza cultivo de ajo de manera intensiva, sin rotación y con maquinaria pesada, mientras que la muestra SR2 (sin enmienda) corresponde a un suelo donde actualmente no se cultiva, hace años que no se interviene y permanece cubierto con vegetación espontánea y mulching de hojas.

Por último, las muestras V1 y V2 pertenecen a un productor agroecológico. La primera corresponde a un sector donde se cultiva cebolla y tomate y se aplican enmiendas orgánicas, principalmente compost, bokashi y guano de diferentes animales. La muestra V2 corresponde a un suelo de la misma finca donde actualmente no se le adicionan abonos orgánicos.

Tabla 5: Valores de carbono activo en mg C · Kg Suelo⁻¹ de suelo y los intervalos de confianza para las distintas muestras medidas con Colorímetro FCA y Colorímetro IO Rodeo.

Muestras	Carbono activo (mg C · Kg Suelo ⁻¹) Colorímetro FCA	Intervalo de confianza	Carbono activo (mg C · Kg Suelo ⁻¹) Colorímetro IO Rodeo	Intervalo de confianza
M1	1280	(1200 – 1360)	1300 + - 120	(1180 – 1420)
M2	1000	(910 – 1090)	1000 + - 130	(870 – 1130)
SR1	390	(350 – 430)	360 + - 40	(320 – 400)

SR2	580	(540 – 620)	610 + - 40	(570 – 650)
V1	550	(510 – 590)	580 + - 40	(540 – 620)
V2	440	(400 – 480)	470 + - 40	(430 – 510)

Para finalizar, luego de llevar a cabo estas mediciones demostrativas a campo, se destacó la importancia de poder realizar la determinación de carbono activo in situ junto con las y los productores. Esto fue debido a que no solo generó una satisfacción significativa entre los productores, quienes se sintieron involucrados en el proceso, sino que también les permitió comprender y compartir cómo sus prácticas agrícolas contribuyen a mejorar la calidad del suelo.

Asimismo, es importante destacar que existe relación entre el carbono activo y la materia orgánica (MO), ya que se observó que los niveles más altos de MO se corresponden con los valores más elevados de carbono activo (Figura 23). Sin embargo, se requiere profundizar el estudio para observar si existe una correlación entre el contenido de MO y el carbono activo en los suelos locales y, del mismo modo, se precisa una investigación más profunda para discernir cómo las distintas prácticas de manejo de suelos impactan en el contenido de carbono activo.

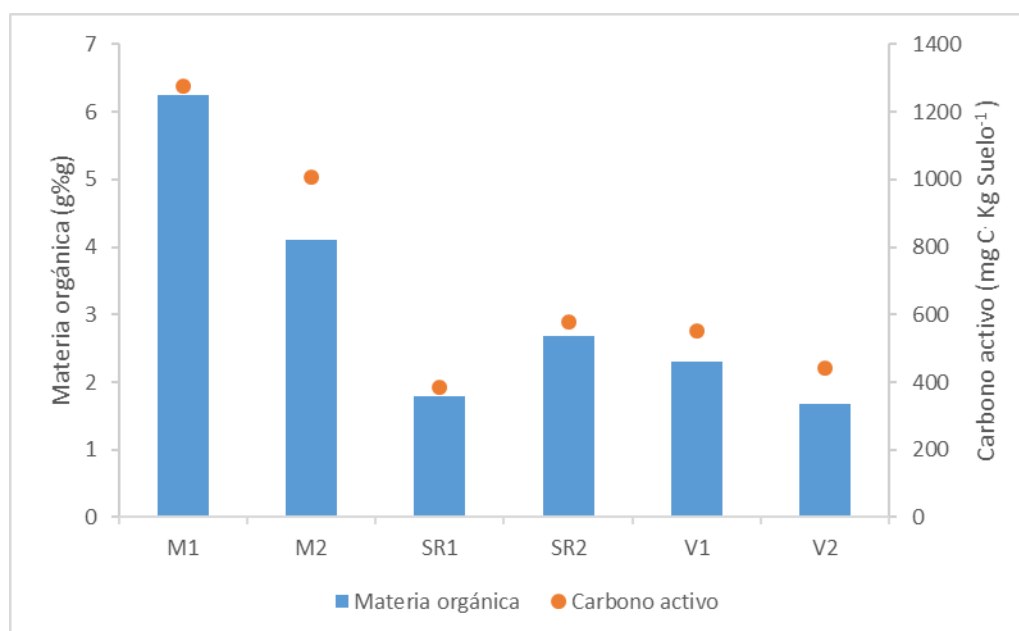


Figura 23: Valores de materia orgánica y carbono activo de las muestras medidas a campo.

4. CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos en este trabajo resaltan la relevancia de utilizar herramientas científicas y abiertas ya que fomentan el acceso equitativo a análisis de suelo, con datos confiables. En este sentido los hallazgos revelaron que es posible determinar carbono activo en suelos mediante ambos protocolos evaluados utilizando los colorímetros de bajo costo.

A pesar del funcionamiento de los colorímetros, se necesitaron hacer ajustes pertinentes para mejorar las mediciones. Dichas mejoras han sido incorporadas en el diseño final del

colorímetro publicado en el repositorio de la red de tecnologías libres (reGOSH). Además, para realizar mediciones aún más precisas se recomienda diseñar el dispositivo sin piezas móviles.

En cuanto a los protocolos evaluados, a pesar de que ambos son sencillos y no requieren de instrumentación costosa, se puede concluir que el protocolo que mejor se adaptó a estas herramientas fue el propuesto por Weil y adaptado por Culman. Esto es así dado que el protocolo exige realizar una curva de calibración permitiendo conocer el grado de error del sensor en todo el espectro de medición de absorbancia. En todos los casos, el error en la medida final de carbono activo es menor al 18%. Por otro lado, se recomienda evaluar más muestras con poco contenido de carbono activo y ajustar la fórmula a los suelos locales para determinaciones más precisas.

Por otro lado, los instrumentos utilizados no tuvieron diferencias significativas en los valores de carbono activo. Esto remarca que es posible utilizar herramientas desarrolladas a partir del hardware científico abierto para medir carbono activo.

Se observó que el protocolo funciona correctamente a campo, ya que, la metodología es relativamente sencilla y los valores de carbono activo se relacionaron con la historia de los suelos. Esto determina que el valor de carbono activo mediante el protocolo propuesto por Weil y adaptado por Culman es sensible a las diferentes prácticas de manejo.

Finalmente, esta tesis aporta conocimientos científicos desde la Ingeniería en Recursos Naturales Renovables desde una mirada crítica e interdisciplinar. Sustentan el uso de herramientas construidas bajo el paradigma de hardware científico abierto teniendo aplicabilidad directa en el control y manejo de los suelos agrícolas.

5. BIBLIOGRAFÍA

- Anzalone, G. C., Glover, A. G., & Pearce, J. M. (2013). Open-source colorimeter. *Sensors*, 13(4), 5338-5346. <https://www.mdpi.com/1424-8220/13/4/5338/htm>
- Arancio, Julieta. (2023). Supporting Open Science Hardware in Academia: Policy Recommendations for Science Funders and University Managers. Zenodo. <https://doi.org/10.5281/zenodo.8030029>
- Awale, R., M.A. Emeson, and S. Machado. (2017). Soil Organic Carbon Pools as Early Indicators for Soil Organic Matter Stock Changes under Different Tillage Practices in Inland Pacific Northwest. *Front. Ecol. Evol.* 5. doi: 10.3389/fevo.2017.00096.
- Bongiorno, G., Bünemann, E.K., Oguejofor, C., Meier, J., Gort, J., Mäder, P., Brussaard, L. & Goede, R. (2019). Sensitivity of labile carbon fractions to tillage and organic matter management and their potential as comprehensive soil quality indicators across pedoclimatic conditions in Europe. *Ecological Indicators*.
- Bünemann, E.K., Bongiorno, G., Bai, Z., Creamer, R.E., De Deyn, G., de Goede, R., Fleskens, L., Geissen, V., Kuyper, T.W., Mäder, P., Pulleman, M., Sukkel, W., van Groenigen, J.W., Brussaard, L., 2018. Soil quality – A critical review. *Soil Biol. Biochem.* 120, 105–125.

- Burbano-Orjuela, Hernán. (2016). El suelo y su relación con los servicios ecosistémicos y la seguridad alimentaria. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 33(2), 117-124 Suelo y SE.
- Chiluiza, K., Piguave, F. (2011). "Análisis, Diseño y Construcción de un Colorímetro Básico, para ser utilizado en un Laboratorio Clínico, utilizando microcontroladores [Tesis de seminario, Escuela Superior Politécnica del Litoral].
- Cooper, J., Baranski, M., Stewart, G., Nobel-de Lange, M., Bàrberi, P., Fließbach, A., Peigné, A. Berner, C. Brock, M. Casagrande, O. Crowley, C. David, A. De Vliegheer, T. F. Döring, A. Dupont, M. Entz, M. Grosse, T. Haase, C. Halde, V. Hammerl, H. Huiting, G. Leithold, M. Messmer, M. Schloter, W. Sukkel, M. G. A. van der Heijden, K. Willekens, R. Wittwer, and 29 Mäder, P. (2016). Shallow non-inversion tillage in organic farming maintains crop yields and increases soil C stocks: a meta-analysis. *Agronomy for sustainable development*, 36, 1-20.
- Cotrufo, M. F., & Lavelle, J. M. (2022). Soil organic matter formation, persistence, and functioning: A synthesis of current understanding to inform its conservation and regeneration.
- Cremades P., Castro F., Gei A. P., Bari S & Humar R., (2018). Hardware libre de bajo costo para laboratorios de física. *Open Science Framework*.
- Culman, S.W., Snapp, S.S., Freeman, M.A., Schipanski, M.E., Beniston, J., Lal, R., Lee, J., (2012). Permanganate oxidizable carbon reflects a processed soil fraction that is sensitive to management. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 76 (2), 494–504.
- Culman, S. W., Hurisso, T. T., & Wade, J. (2021). Permanganate Oxidizable Carbon: An Indicator of Biologically Active Soil Carbon. *Soil Health Series: Volume 2 Laboratory Methods for Soil Health Analysis*, 152-175.
- Dimkpa, C., Bindraban, P., McLean, J. E., Gatere, L., Singh, U., & Hellums, D. (2017). Methods for rapid testing of plant and soil nutrients. *Sustainable agriculture reviews*, 1-43.
- Fajardo, J. J., Caicedo, R., & Pinilla, J. P. (2018). Curva de calibración.
- FAO (Food and Agriculture Organisation of the United Nations) & ITPS (Intergovernmental Technical Panel on Soils). (2015). Status of the world's soil resources (SWSR)—Main report.
- Galantini, J. A., & Suñer, L. (2008). Las fracciones orgánicas del suelo: análisis en los suelos de la Argentina. *Agriscientia*, 25(1), 41-55.
- Gardi, C; Angelini, M; Barceló, S; Comerma, J; Cruz Gaistardo, C; Encina Rojas, A; Jones, A; Krasilnikov, P; Mendonça, S; Brefin, ML; Montanarella, L; Muñoz Ugarte, O; Schad, P; Vara Rodríguez, MI; Vargas, R. (2014). Atlas de suelos de América Latina y el Caribe, Luxembourg, Comisión Europea - Oficina de Publicaciones de la Unión Europea, 176 p.
- Gattinger, A., A. Muller, M. Haeni, C. Skinner, A. Fließbach, N. Buchmann, P. Mäder, M. Stolze, P. Smith, N. E.-H. Scialabba, and U. Niggli. (2012). Enhanced top soil carbon stocks under organic farming. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109: 18226-18231.

- Gilsanz, J. C., & Peralta, G. (2015). Determinación de carbono activo en suelos bajo diferentes situaciones productivas en Uruguay. In V Congreso Latinoamericano de Agroecología-SOCLA (7 al 9 de octubre de 2015, La Plata).
- Gitlab (s.f.) Colorímetro reGOSH. Recuperado el 10 de mayo de 2023 de <https://gitlab.fcen.uncu.edu.ar/regosh/colorimetro-regosh>
- Gitlab (s.f.) Colorímetro reGOSH. Recuperado el 10 de mayo de 2023 de Gitlab (s.f.) Colorímetro reGOSH. Recuperado el 10 de mayo de 2023 de <https://gitlab.fcen.uncu.edu.ar/regosh/colorimetro-regosh>
- Ginebra M. (2014). El carbono orgánico lábil del suelo. Indicador comparativo de la calidad del suelo [Tesis de Maestría, Universidad Agraria de la Habana].
- Gómez Betancur, L. M., Márquez Girón, S. M., & Restrepo Betancur, L. F. (2018). La milpa como alternativa de conversión agroecológica de sistemas agrícolas convencionales de frijol (*Phaseolus vulgaris*), en el municipio El Carmen de Viboral, Colombia.
- Hernández, A., Ascanio O., Morales, M. & León A.(2006). La Historia de la clasificación de los Suelos en Cuba. Ed. Félix Varela. La Habana. 98p
- Hernández-Vigoa, G., Cabrera-Dávila, G. D. L. C., Izquierdo-Brito, I., Socarrás-Rivero, A. A., Hernández-Martínez, L., & Sánchez-Rendón, J. A. (2018). Indicadores edáficos después de la conversión de un pastizal a sistemas agroecológicos. *Pastos y Forrajes*, 41(1), 3- 12.
- Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., & Bello-Amez, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura.
- Labrador, J. (2008). Manejo del suelo en los sistemas agrícolas de producción ecológica. *SEAE-Sociedad Española de Agricultura Ecológica*, 1-47.
- Lal, R. 2004. Soil carbon sequestration to mitigate climate change. *Geoderma* 123: 1-22.
- Landini, F., & Beramendi, M. (2020). ¿Agroecología o agricultura convencional moderna? Posicionamientos de extensionistas rurales argentinos. *RIA. Revista de investigaciones agropecuarias*, 46(3), 352-361.
- Lao Olivares C. P. (2017) Fracciones del carbono orgánico lábil en suelos de la Amazonia Peruana bajo diversos sistemas de uso. [Tesis de Maestría, Universidad Nacional Agraria la Molina].
- Lefèvre, C., Rekik, F., Alcantara, V., & Wiese, L. (2017). Carbono orgánico del suelo: el potencial oculto. *COS - Potencial oculto*
- Kutschera, A., & Lamb, J. J. (2018). Cost-effective live cell density determination of liquid cultured microorganisms. *Current microbiology*, 75, 231-236. <https://link.springer.com/article/10.1007/s00284-017-1370-3>
- Maldonado Charvet, E. B. (2012). Análisis comparativo de agricultura orgánica con agricultura convencional: estudio de caso del cultivo de brócoli

- Mamani de Marchese, A., & Filippone, M. P. (2018). Bioinsumos: componentes claves de una agricultura sostenible. *Revista agronómica del noroeste argentino*
- Mena, H. D., Castillo, J. A., & Marín, J. A. (2013). Calibration preliminary results of a portable kit for soil chemical analysis. *Revista De Ciencias Agrícolas*, 30(1), 79–86.
- Nyamasoka-Magonziwa, B., Vanek, S. J., Ojiem, J. O., & Fonte, S. J. (2020). A soil tool kit to evaluate soil properties and monitor soil health changes in smallholder farming contexts. *Geoderma*, 376, 114539.
- Saavedra, J. (2015). El suelo en nuestra vida. *Agricultura e Innovación*. E.A.P. Zamorano. En: <https://blogzamorano.wordpress.com/2015/10/16/suelos/>
- Stockmann, U., Adams, M. A., Crawford, J. W., Field, D. J., Henakaarchchi, N., Jenkins, M., & Zimmermann, M. (2013). The knowns, known unknowns and unknowns of sequestration of soil organic carbon. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 164, 80-99.
- Stott, D. E. (2019). Recommended soil health indicators and associated laboratory procedures. *Soil Health Technical Note*, (450-03).
- Reeves, D. W. 1997. The role of soil organic matter in maintaining soil quality in continuous cropping systems. *Soil & Tillage Research* 43: 131-167.
- Regairaz 1996. Catálogo de recursos humanos e información relacionada con la temática ambiental en la región andina argentina. Cap 6 Suelos de Mendoza. CONICET.
- Roger-Estrade J., Anger C., Bertrand M., & Richard G., (2010) Tillage and soil ecology: Partners for sustainable agriculture. *Soil & Tillage Research* 111(1): 33–40
- Román-Herrera, C., Loza-Matovelle, D., Segura, L., & Dabirian, R. (2016). Construcción con tecnología abierta de un sensor de turbidez de bajo costo.
- Vanek S., Fonte S., & Magonziwa B. (2018). *Cómo evaluar la salud del suelo: manual de protocolos*. Fundación McKnight.
- Ventura, M. & Cremades, Pablo. (9-10 de septiembre de 2021). Sintetizador de luz multiespectral para espectroscopía visible-UV, aplicada al análisis de vinos. *Desarrollo sostenible y territorialidad : Primeras Jornadas Internacionales de Conocimiento Científico Técnico y Cuarto Seminario en Desarrollo Territorial y Agregado de Valor*.
- Weil, R. R., Islam, K. R., Stine, M. A., Gruver, J. B., & Samson-Liebig, S. E. (2003). Estimating active carbon for soil quality assessment: A simplified method for laboratory and field use. *American Journal of Alternative Agriculture*
- Weil, R. R., & Magdoff, F. (2004). Significance of soil organic matter to soil quality and health. *Soil organic matter in sustainable agriculture*, 1-43.
- Wijnen, B., Anzalone, G. C., & Pearce, J. M. (2014). Open-source mobile water quality testing platform. *Journal of Water, Sanitation and Hygiene for Development*, 4(3), 532-537. <https://hal.science/hal-02119690/document>

- Wittbrodt, B. T., Squires, D. A., Walbeck, J., Campbell, E., Campbell, W. H., & Pearce, J. M. (2015). Open-source photometric system for enzymatic nitrate quantification. *PloS one*, 10(8), e0134989. <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0134989>
- Zou, X.M.; Ruan, H.H.; Fu, Y.; Yang, X.D. y Sha, L.Q. 2005. Estimating soil labile organic carbon and potential turnover rates using a sequential fumigation–incubation procedure. *Soil Biology & Biochemistry* 37: 1923–1928

6. ANEXOS

Anexo I

Aprendizajes generales a tener en cuenta al momento de llevar a cabo las mediciones:

- Es importante realizar una correcta agitación ya que al momento de preparar la solución de KMnO_4 no se tuvo en cuenta su completa disolución del mismo por no realizar la misma de manera adecuada, por lo tanto, las mediciones de absorbancia de esta solución, no eran estables en el tiempo.
- La cubeta al ser de poliestireno y no estar en óptimas condiciones alteró los datos de absorbancia tomados. Para disminuir estos errores, se aconseja utilizar una cubeta de cuarzo o vidrio, sin embargo, si no se cuenta con estas, procurar que las cubetas de poliestireno estén en buen estado.
- En las primeras diluciones que se hicieron para realizar la curva de calibración, no se realizaron bien los cálculos de los volúmenes de permanganato y agua destilada, por lo que las curvas no se ajustaban. Por ello, es importante seguir las instrucciones que se encuentran en la tabla mencionada anteriormente en el Anexo II para realizar correctamente las diluciones.

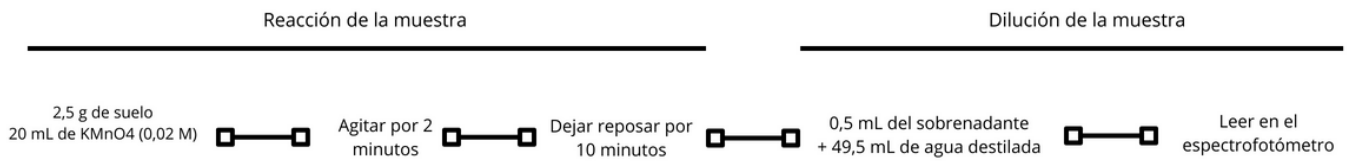
Anexo II

Protocolo de Weil et al., (2003) y adaptado por Culman y colaboradores en 2012.

Para el preparado de las diluciones se siguió la siguiente tabla:

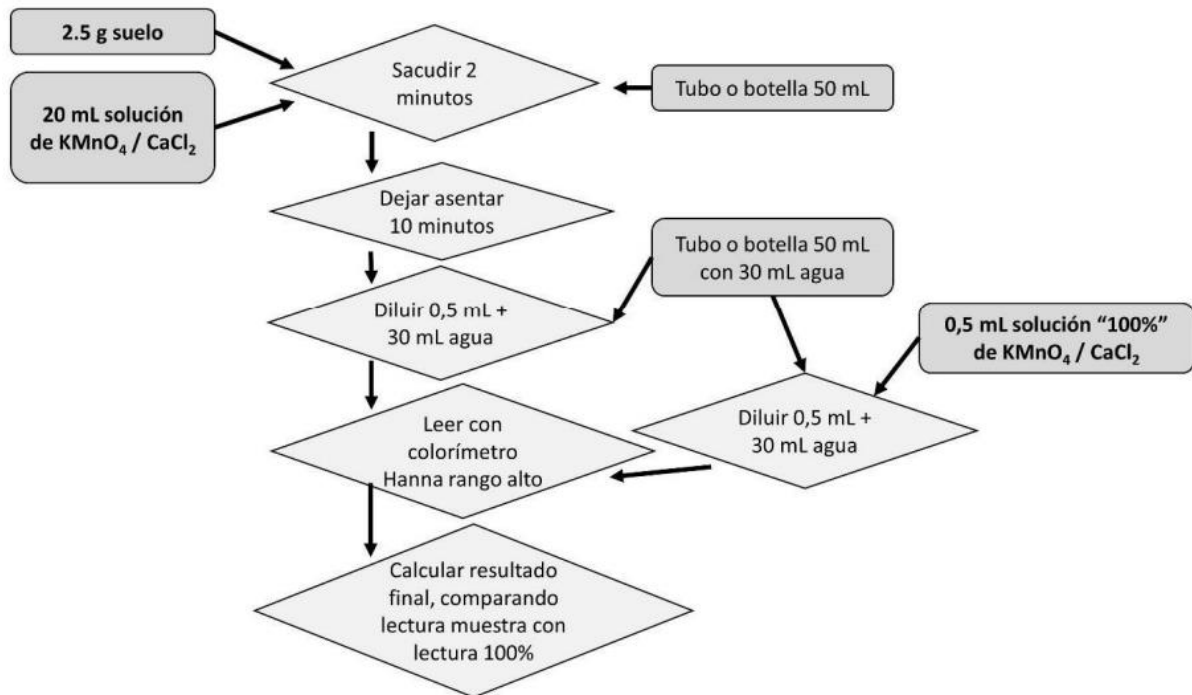
Concentración	Volumen de KMnO_4 (0,02M)	Volumen de agua destilada
0,005 M	2,5 mL	7,5 mL
0,01 M	5 mL	5 mL
0,015 M	7,5 mL	2,5 mL
0,02 M	-	-

El diagrama de flujo para el procedimiento de carbono oxidable por permanganato se muestra a continuación:



Protocolo propuesto por la Fundación McKnight (Vanek et al., 2018)

El diagrama de flujo para el procedimiento de carbon oxidable por permanganato se muestra a continuación:



Anexo III

Tabla ANOVA y test prueba LSD Fisher

Cuadrado de Análisis de la Varianza					
F.V	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	82189,48	2	41094,74	0,57	0,5858
Instrumento	82189,48	2	41094,74	0,57	0,5858
Error	651234,45	9	72359,38		
Total	733424,93	11			

Test: LSD Fisher - Alfa = 0,05				
Error: 72359,3831		gl:9		
Instrumentos	Medias	n	E.E	
Espectrofotómetro	679,58	4	134,50	A
Colorímetro FCA	690,25	4	134,50	A
Colorímetro FCEN	860,23	4	134,50	A

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