



UNIVERSIDAD
NACIONAL
AUTÓNOMA DE
NICARAGUA,
MANAGUA
UNAN - MANAGUA

Recinto Universitario “Rubén Darío”
Facultad de Ciencias e Ingenierías
Departamento de Biología

Seminario de Graduación para optar al Título de Licenciados en Biología

**Análisis de parámetros físico-químicos y microbiológicos del agua potable
del Recinto Universitario Rubén Darío de la UNAN-Managua.**

Autores: Br. Everett Scottie Campbell Cuarezma
Br. María de Jesús Rodríguez Rodríguez
Br. Tatiana del Carmen Martínez Iglesia

Tutor: MSc. Marlon Vega Boza.

**Managua, Nicaragua,
Diciembre, 2019.**

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.	1
II.	JUSTIFICACIÓN.	2
III.	OBJETIVOS.	3
3.1.	OBJETIVO GENERAL.	3
3.2.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.	3
IV.	MARCO TEÓRICO.	4
A.	Normativa jurídica de agua potable.	4
B.	Generalidades del recinto.	4
C.	Generalidades del agua.	5
	Aspectos biológicos.	5
	Aspectos físicos.	6
	Aspectos químicos.	6
D.	Parámetros de calidad del agua de consumo.	7
1.	Parámetros físicos.	7
2.	Parámetros químicos.	9
3.	Parámetros biológicos.	12
E.	Factores contaminantes del agua de consumo.	14
	Tipos de contaminantes	16
F.	Enfermedades relacionadas al consumo de agua contaminada.	18
V.	PREGUNTAS DIRECTRICES	24
VI.	DISEÑO METODOLÓGICO	25
6.1.	Tipo de investigación	25
6.2.	Área de estudio	26
6.3.	Generalidades del área de estudio.	26
6.4.	Universo y muestra	27
6.5.	Recolección de las muestras de agua.	28
6.6.	Pruebas analíticas.	30
	5210.B-Determinación de DBO de 5 días	30
	5220.C- Reflujo cerrado Método Titrimétrico. Detección de DQO.	35
	9221.B-Técnica estándar de fermentación de coliformes totales.	36
	9221.E- Método de detección de coliformes fecales (Termotolerantes).	39
	Determinación de cloro libre	44
	Evaluación de los niveles de pH	45
	2550.B-Cálculo de la temperatura.	46

VII. ANÁLISIS Y RESULTADOS.	47
C. Resultados analíticos físico químicos.	47
B. Resultados analíticos microbiológicos.	49
VIII. CONCLUSIÓN	51
IX. RECOMENDACIONES	52
X. BIBLIOGRAFÍA	53

DEDICATORIAS

Este trabajo está dedicado principalmente a Dios por los dones que nos ha regalado asimismo a nuestros padres quienes han puesto sus esperanzas, empeño y sacrificio en nosotros para que logremos estar aquí y ahora.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por su ayuda y nuestros padres primeramente por sus esfuerzos y crianza. Porque sin ellos todo este proceso de profesionalización hubiera sido más difícil, sino que imposible.

A todas aquellas personas entre familiares y amigos que nos han brindado su apoyo.

A nuestros maestros y a nuestro tutor, quienes día a día nos guiaron durante 5 años todo el proceso que conlleva convertir a un joven en un profesional de calidad.

A la UNAN-Managua por habernos permitido el acceso necesario para desarrollar nuestro protocolo dentro de las instalaciones del Recinto Universitario Rubén Darío.

Agradecemos también al Centro para la Investigación en Recursos Acuáticos de Nicaragua y al Laboratorio de Biotecnología de la UNAN. Managua por proveernos sus conocimientos y servicios técnicos que permitieron la realización de este trabajo.

I. INTRODUCCIÓN.

El tema de investigación abarcado en este documento tiene como objetivo analizar las características físicas, químicas y biológicas que presenta el agua potable del recinto universitario Rubén Darío de la UNAN Managua con el propósito de determinar la calidad del agua para el consumo humano, mediante la verificación del cumplimiento y aplicación de las normativas CAPRE y los requerimientos sanitarios establecidos por el MINSA; con la finalidad de dar a conocer la importancia sanitaria del abastecimiento de agua potable de calidad en la prevención de posibles focos de infección y la disminución potencial de riesgos a la salud relacionados al consumo de agua contaminada. El agua potable debe cumplir ciertos parámetros para su distribución y consumo, en Centroamérica y parte del caribe, dichos parámetros fueron acordados en 1994 por el Comité Coordinador Regional de Instituciones de Agua Potable y Saneamiento de Centroamérica, Panamá y República Dominicana (CAPRE) en su sede permanente en Costa Rica. Las normas de calidad de agua establecen requisitos básicos tanto físicos, químicos y biológicos además de aspectos estéticos y organolépticos. Estas normas fueron establecidas con el fin de proteger la salud pública y por consiguiente ajustar, eliminar o reducir al mínimo aquellos componentes o características del agua que pueden representar un riesgo para la salud de la comunidad e inconvenientes para la preservación de los sistemas de abastecimiento de agua potable. En Nicaragua los parámetros técnicos de calidad de agua potable son orientados por el **Ministerio de la Salud**, el cual determina y exige el cumplimiento de las normas técnicas de calidad sanitaria a establecimientos que procesan, almacenan y expenden agua para el consumo humano.

II. JUSTIFICACIÓN.

Con la intención de determinar la calidad del agua de consumo distribuida en el Recinto Universitario Rubén Darío se tomó la iniciativa de llevar a cabo un proyecto conformado por un conjunto de análisis fisicoquímicos y biológicos al fluido vital en las tomas de aguas que componen el sistema de abastecimiento de agua potable suministrada por ENACAL. Estos análisis permiten dar a conocer la condición real del agua de consumo humano que se le provee a la población universitaria y administrativa. En dependencia de los resultados obtenidos tras los análisis pertinentes realizados a los parámetros concernientes se pueden identificar distintos valores de gran importancia sanitaria tales como identificación de puntos infecciosos, derivados del consumo de agua contaminada o tratada inadecuadamente, dentro del recinto; identificación de patógenos con potencial infeccioso presentes en el agua de consumo; la cantidad de personas, entre la comunidad estudiantil y administrativa, expuestas a estos patógenos, la identificación de los factores contaminantes de las fuentes de agua de consumo. Partiendo de la identificación de las problemáticas se pueden establecer y proponer posibles soluciones acorde con el fin de resguardar el bienestar sanitario y social de la comunidad estudiantil del Recinto Universitario Rubén Darío.

III. OBJETIVOS.

3.1. GENERAL.

- Evaluar el cumplimiento de los parámetros establecidos en las normas CAPRE en el sistema de abastecimiento de agua potable en Recinto Universitario “Rubén Darío” de la UNAN-Managua.

3.2. ESPECÍFICOS.

- Determinar la presencia de bacterias Coliformes (fecales, totales) en el agua potable del Recinto Universitario “Rubén Darío” de la UNAN-Managua.
- Estimar los niveles de materia orgánica disuelta presente en el agua de consumo del Recinto Universitario “Rubén Darío” de la UNAN-Managua.
- Calcular la cantidad de cloro residual presente en el agua potable del Recinto Universitario “Rubén Darío” de la UNAN-Managua.

IV. MARCO TEÓRICO.

A. Normativa jurídica de agua potable.

Con el fin de resguardar la salud pública se han establecido normativas jurídicas para un correcto abastecimiento del agua potable. Dichas normas dictan según el compendio jurídico de agua potable emitido por el estado de Nicaragua a través de la Comisión Nacional de Agua Potable y Alcantarillado Sanitario (CONAPAS) conforme a la **Ley N° 620**.

Ley General de Aguas Nacionales:

- **Arto.235.** El MINSA determinará y exigirá el cumplimiento de las normas técnicas de calidad sanitaria, en las fuentes y sistemas de abastecimiento, establecimientos que procesan, almacenan y expenden agua para el consumo humano.
- **Arto.236.** Para la utilización de una fuente de agua para consumo humano, previo al inicio de su funcionamiento, se deberá cumplir con los parámetros físicos, químicos, microbiológicos y de metales pesados, para obtener el registro de calidad del agua, avalado por el Centro Nacional de Diagnóstico y Referencia.

B. Generalidades del recinto.

En 1960 – 68, lo que hoy es La UNAN-Managua, Recinto Universitario Rubén Darío (RURD), era un pequeño bosque. En 1966 se inician las primeras construcciones, siendo una de las primeras construcciones el poligonal N° 2, o mejor conocido como el área de los pabellones pares. Se comenzó con la construcción de los pabellones 2 al 10 y después el auditorio 12 y luego el pabellón 14. Luego se continuó la expansión con la construcción de los pabellones impares del 3 al 9, después el 11,13 y 15. A inicios de 1968, se comenzó la construcción de lo que hoy es el Recinto Universitario Rubén Darío, y en abril de 1969, fueron trasladadas las diferentes facultades de Managua hacia donde actualmente se encuentra el recinto. (Moreno, Pedro P.,2011).

El Recinto Universitario Rubén Darío cuenta con un sistema doble de abastecimiento de agua potable. Este sistema de abastecimiento está compuesto por un pozo de agua potable privado, propio de la universidad, además del servicio de agua potable brindado por la Empresa Nicaragüense de Acueductos y Alcantarillado (ENACAL). Siendo este segundo el principal objetivo de interés de la presente investigación.

C. Generalidades del agua.

De acuerdo con la tercera edición de la **Guía de Calidad de Agua Potable** emitida en el año 2006 por la **Organización Mundial de la Salud (OMS)**, el agua es esencial para la vida y todas las personas deben de disponer de un suministro satisfactorio, suficiente, inocuo y accesible. El agua de consumo inocua (agua potable), según se define en las Guías, no ocasiona ningún riesgo significativo para la salud cuando se consume durante toda una vida. La gran mayoría de los problemas de salud relacionados de forma evidente con el agua se deben a la contaminación por microorganismos (bacterias, virus, protozoos u otros organismos). No obstante, existe un número considerable de problemas graves de salud que pueden producirse como consecuencia de la contaminación química del agua de consumo.

Aspectos biológicos.

La inocuidad microbiana del agua de consumo humano se basa en la aplicación de barreras múltiples para evitar la contaminación o para reducirla a niveles que no sean perjudiciales para la salud. La seguridad del agua se mejora mediante la implantación de barreras múltiples, como la protección de los recursos hídricos, la selección y aplicación correctas de una serie de operaciones de tratamiento, y la gestión de los sistemas de distribución para mantener y proteger la calidad del agua tratada. En términos generales, los mayores riesgos microbianos son los derivados del consumo de agua contaminada con excrementos humanos o animales. Los excrementos pueden ser fuente de patógenos, como bacterias, virus, protozoos y helmintos. Los patógenos fecales son los que más preocupan a la hora de fijar

metas de protección de la salud. Pueden producirse aumentos repentinos de la concentración de patógenos que pueden aumentar considerablemente el riesgo de enfermedades y pueden desencadenar brotes de enfermedades transmitidas por el agua.

Si no se garantiza la seguridad del agua, las comunidades pueden quedar expuestas al riesgo de brotes de enfermedades intestinales y otras enfermedades infecciosas. Es particularmente importante evitar los brotes de enfermedades transmitidas por el agua de consumo, dada su capacidad de infectar simultáneamente a un gran número de personas, potencialmente, a una gran proporción de la comunidad. (OMS, 2006)

Aspectos físicos.

Las características físicas del agua, llamadas así porque pueden impresionar a los sentidos (vista, olfato, etcétera), tienen directa incidencia sobre las condiciones estéticas y de aceptabilidad del agua. Se consideran importantes las siguientes:

- Turbiedad.
- Sólidos solubles e insolubles.
- Color.
- Olor y Sabor.
- Temperatura.
- pH
- Conductividad

Aspectos químicos.

Los riesgos para la salud asociados a los componentes químicos del agua de consumo se deben principalmente a la capacidad de los componentes químicos de producir efectos adversos sobre la salud tras periodos de exposición prolongados. Pocos componentes químicos del agua pueden ocasionar problemas de salud como resultado de una exposición única. En situaciones en las que no es probable que una exposición de corta duración perjudique la salud, suele ser más eficaz concentrar los recursos disponibles para medidas correctoras en la detección y eliminación de la fuente de contaminación. sólo unos pocos compuestos químicos

suponen un peligro inmediato para la salud en cualquier circunstancia determinada. Se han calculado valores de referencia para muchos componentes químicos del agua de consumo. Un valor de referencia representa normalmente la concentración de un componente que no ocasiona ningún riesgo significativo para la salud cuando se consume durante toda una vida.

II. Parámetros de calidad del agua de consumo.

1. Parámetros físicos.

1.1. Color.

El color es la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible. Existen muchas causas y por ello no podemos atribuirlo a un constituyente en exclusiva, aunque algunos colores específicos dan una idea de la causa que los provoca, sobre todo en las aguas naturales. El agua pura es bastante incolora en ocasiones presenta materiales insolubles en suspensión, coloidales o muy finos y que se aparece como azulada en grandes espesores. En general presenta colores inducidos por materiales orgánicos de los suelos vegetales:

- Color amarillento debido a los ácidos húmicos.
- Color rojizo, suele significar la presencia de hierro
- Color negro indica la presencia de manganeso.

El color, por sí mismo, no descalifica a un agua como potable, pero la puede hacer rechazable por estética, en aguas de proceso puede colorear el producto y en circuito cerrado algunas de las sustancias colorantes hacen que se produzcan espumas. Las medidas de color se hacen en laboratorio por comparación, y se suelen medir en ppm (partes por millón) de Pt(platino), las aguas subterráneas no suelen sobrepasar las 5 ppm de Pt pero las superficiales pueden alcanzar varios cientos de ppm de Pt. La eliminación suele hacerse por coagulación-floculación con posterior filtración o la absorción en carbón activado.

1.2. Turbidez.

Es la dificultad del agua para transmitir la luz, debido al material suspendido tanto orgánico como inorgánico, arcilla, arena, limos y algunos organismos microscópicos. La medición se hace por comparación con la turbidez inducida por diversas sustancias, la medición en ppm de SiO₂ ha sido muy utilizada, pero se aprecian variaciones según la sílice y la técnica empleadas.

1.3. Sabor y Olor.

El sabor y olor del agua son determinaciones organolépticas de determinación subjetiva, para las cuales no existen instrumentos de observación, ni registro, ni unidades de medida. Tienen un interés evidente en las aguas potables destinadas al consumo humano. Las aguas adquieren un sabor salado a partir de los 300 ppm de Cl⁻, y un gusto salado y amargo con más de 450 ppm de SO₄⁼. El CO₂ libre le da un gusto picante. Trazas de fenoles u otros compuestos orgánicos le confieren un color y sabor desagradables.

1.4. Temperatura.

Se expresa en unidades de grados centígrados (°c) y se mide con un termómetro de mercurio o digital. **(Zheng, B. 2009)**. Éste es uno de los parámetros físicos más importantes en el agua, pues por lo general influye en el retardo o aceleración de la actividad biológica, la absorción de oxígeno, la precipitación de compuestos, la formación de depósitos, la desinfección, floculación, sedimentación y filtración. **(Barrenechea A s/f)**.

1.5. Conductividad.

La conductividad es un parámetro común para el monitoreo de los contaminantes no específicos dentro de todo el sistema. Dado que el agua pura no conduce una

corriente, la medición de la conductividad indicará la presencia o ausencia de los sólidos disueltos en la corriente del proceso.

Tabla N°1: Valores recomendados para cada parámetro físico-químico de acuerdo con las Normas CAPRE. (Normas CAPRE, 1994).

Parámetros	Unidad	Valor recomendado	Valor máximo admisible
Temperatura	°C	18	30
Cloro residual	mg/L	0,5 a 1,0	5
Conductividad	µS/cm	400	
Concentración de Iones de Hidrógeno	Valor pH	6,5 a 8,5	8,5
DBO	mgO2/L		
DQO	mgO2/L		

Tabla N°2: Valor promedio de conductividad en relación con el origen del agua. (Tabla obtenida en la página de la empresa REITEC).

Tabla de conductividad del agua potable	
Procedencia	Valor promedio
Agua pura	0,055 mS/cm
Agua destilada	0,5 mS/cm
Agua de montaña	1,0 mS/cm
Agua doméstica	500 a 800 mS/cm
Max. Para agua potable	1055 mS/cm
Agua de mar	56 mS/cm
Agua salobre	100 mS/cm

2. Parámetros químicos.

2.1. pH.

Se refiere al potencial de hidrógeno, es decir, la concentración de iones de hidrógeno e indica las cualidades ácidas o básicas del agua. La escala se representa de 0 a 14 siendo cero el valor más ácido y catorce el valor más básico o

alcalino, al medio de la escala se ubica el valor siete 7 el cual representa un valor neutral. El pH del agua se encuentra entre 6 y 8.5 y varía de acuerdo con el cuerpo del agua por lo tanto a una temperatura promedio de 25°C el agua es ligeramente ácida.

2.2. Salinidad.

El agua contiene cantidades proporcionales de sal las cuales están formadas por un ácido y un base, como lo es el cloruro de sodio.

2.3. Dureza.

Se refiere a las concentraciones de magnesio, yodo y calcio (Palacio Cibeles 2015). La dureza del agua, derivada de la presencia de calcio y magnesio, generalmente se pone de manifiesto por la precipitación de restos de jabón. (OMS 2006). El valor del umbral gustativo del ion calcio se encuentra entre 100 y 300 mg/l, dependiendo del anión asociado, mientras que el del magnesio es probablemente menor que el del calcio. En algunos casos, los consumidores toleran una dureza del agua mayor que 500 mg/l. El agua con una dureza mayor que aproximadamente 200 mg/l, en función de la interacción de otros factores como el pH y la alcalinidad, puede provocar la formación de incrustaciones en las instalaciones de tratamiento, el sistema de distribución y las tuberías y depósitos de los edificios. Otra consecuencia será el consumo excesivo de jabón y la consiguiente formación de restos insolubles de jabón. Las aguas duras, al calentarlas, forman precipitados de carbonato cálcico. Por otra parte, las aguas blandas, con una dureza menor que 100 mg/l, pueden tener una capacidad de amortiguación del pH baja y ser, por tanto, más corrosivas para las tuberías.

2.4. Sólidos totales disueltos.

Es la materia disuelta en el agua y comprenden las sales inorgánicas y pequeñas cantidades de materia orgánica. Los STD en el agua pueden deberse a fuentes naturales, descargas de afluentes de aguas servidas, descargas de desechos industriales y escurrimientos urbanos. (Torres, F. 2009). La mayoría de la materia orgánica presente en el agua para consumo humano se encuentra en forma de sólidos disueltos y consiste en sales y gases disueltos. Los iones predominantes son el bicarbonato, cloruro, sulfato, nitrato, sodio, potasio, calcio y magnesio. Estas sustancias influyen sobre otras características del agua, tales como el sabor, dureza y tendencias a la incrustación (APHA, et al 1985, citado por Zheng, B. 2009).

2.5. DQO.

Es una medida indirecta del contenido de materia orgánica e inorgánica oxidable, La demanda química de oxígeno, DQO, corresponde a la cantidad de oxígeno requerida para oxidar completamente por medios químicos los compuestos orgánicos a CO₂ y H₂O. En la práctica, la materia orgánica en agua es oxidada por K₂Cr₂O₇ (Dicromato de potasio) bajo condiciones estrictas (en medio de ácido sulfúrico concentrado, y a una temperatura de 160° C). La cantidad de oxígeno del dicromato usado, es determinada y expresada como DQO.

Una importante ventaja de este método es que cuantifica tanto la materia orgánica disuelta como la particulada. Considerando el hecho que el tratamiento de aguas residuales tiene que ver con la separación de ambos tipos de materia orgánica, la DQO medida es ampliamente usada como un parámetro cuantitativo. A continuación, se presentan algunos valores de DQO en relación a la concentración de sustrato: 1g/l de glucosa posee una DQO de 1,4 g/l (Henze, 1995), 1g/l de grasa de cerdo corresponde 2,1 g/l de DQO y 1g/l de aceite girasol a 2 g/l de DQO (Cisterna, 1997).

2.6. DBO.

Es una medida indirecta del contenido de materia orgánica (M.O.) biodegradable, expresada mediante la cantidad de oxígeno necesaria para oxidar y degradar biológicamente, mediante organismos no fotosintéticos, la materia orgánica en una muestra de agua, a una temperatura estandarizada de 20°C. Si la medición se realiza al quinto día, el valor se conoce como DBO₅. Sus unidades son mg O₂ /L.

3. Parámetros biológicos.

3.1. Coliformes totales.

Son un grupo de microorganismos que comprenden varios géneros de la familia *Enterobacteriaceae*. Este grupo de microorganismos se encuentra ampliamente difundido en la naturaleza, agua y suelo, además, son habitantes normales del tracto intestinal del hombre y animales de sangre caliente (Aurazo 2009). El grupo de bacterias coliformes totales comprende todos los bacilos Gram negativos aerobios o anaerobios facultativos, oxidasa negativa, no esporulados, que fermentan la lactosa con producción de gas en un lapso máximo de 48 ha 35°C ± 1°C. Este grupo está conformado por cuatro géneros principalmente: *Enterobacter*, *Escherichia*, *Citrobacter* y *Klebsiella* también en algunos casos se puede considerar a *Serratia* (Grüber & Mata 2010). La presencia de coliformes totales en muestras de agua sólo indican la existencia de contaminación, pero no aseguran su origen. **Ver tabla N°3.**

3.2. Coliformes fecales.

También denominados coliformes termotolerantes, llamados así porque soportan temperaturas hasta de 45° C, y fermentan la lactosa a esta temperatura. (Carrillo, E. y Losano, A. 2009). En los análisis de agua para consumo humano la presencia de coliformes fecales se considera un buen indicador de contaminación fecal y es el parámetro más utilizado para el monitoreo de calidad del agua. Los coliformes fecales integran al grupo de coliformes totales, pero se diferencian de los demás

microorganismos que hacen parte de este grupo, en que son indol positivo su rango de temperatura óptima de crecimiento es muy amplio y también son mejores indicadores de higiene de alimentos y aguas, la presencia de estos indica contaminación. Varios organismos patógenos de transmisión fecal-oral pueden estar presentes en agua cruda (agua natural que no ha sido sometida al proceso de tratamiento para su potabilización entre ellos salmonella sp, shigella sp, coliformes totales y fecales los cuales han sido presentes en abastecimientos de aguas. (Carrillo & Lozano, 2008). **Ver tabla N°3.**

3.3. Protozoos y Helmintos.

Los protozoarios y helmintos están entre las causas más comunes de infecciones y enfermedades que afectan al ser humano y otros animales. Las enfermedades que ocasionan tienen una gran repercusión socioeconómica y en la salud pública. El agua desempeña una función importante en la transmisión de algunos de estos agentes patógenos. El control de la transmisión por el agua plantea retos importantes, porque la mayoría de los agentes patógenos produce quistes, ooquistes o huevos que son extremadamente resistentes a los procesos utilizados generalmente para la desinfección del agua, y en algunos casos puede ser difícil eliminarlos mediante procesos de filtración (Organización Mundial de la Salud, 2006). Las formas infecciosas de muchos protozoos y helmintos, como los nematodos y platelmintos parásitos, pueden transmitirse a las personas por medio del agua de consumo. El agua de consumo no debe contener larvas maduras ni huevos fertilizados, ya que un único ejemplar puede ocasionar una infección (Organización Mundial de la Salud, 2004). **Ver tabla N°4.**

Tabla N° 3: Tabla del valor recomendado y el valor admisible para el parámetro biológico “coliformes” en las distintas fuentes de agua de consumo. (Normas CAPRE, 1994).

Origen	Parámetro	Valor recomendado	Valor máximo admisible	Observaciones
Todo tipo de agua de bebida.	Coliforme fecal	Negativo	Negativo	

Agua que entra al sistema de distribución.	Coliforme fecal	Negativo	Negativo	En muestras no consecutivas
	Coliforme total	Negativo	≤4	
Agua en el sistema de distribución.	Coliforme fecal	Negativo	≤4	En muestras puntuales no debe ser detectado en el 95% de las muestras anuales
	Coliforme total	Negativo	Negativo	

Tabla N° 4: Presencia e importancia para la salud de los protozoos y helmintos en los abastecimientos de agua. (Normas CAPRE, 1994).

Agente patógeno.	Importancia para la salud.	Persistencia en los abastecimientos de agua potable.	Resistencia al cloro.	Infectividad relativa	Fuente animal importante
Protozoos					
<i>Cyclospora</i>	Alta	Larga	Alta	Alta	No
<i>Entamoeba</i>	Alta	Moderada	Alta	Alta	No
<i>Giardia</i>	Alta	Moderada	Alta	Alta	Si
<i>Toxoplasma</i>	Alta	Larga	Alta	Alta	Si
Helmintos					
Dracunculus	Alta	Moderada	Moderada	Alta	No
Schistosomas	Alta	Corta	Moderada	Alta	Si

C. Factores contaminantes del agua de consumo.

Los contaminantes son sustancias ajenas al entorno al que se incorporan, que pueden afectar la calidad del aire, el suelo y en este caso del agua. La magnitud de su impacto generalmente depende de una combinación de aspectos como la cantidad, el tipo de contaminante, la vía de ingreso y el tipo de medio al que se incorporan. Se entiende por agua contaminada al agua que presenta sustancias que alteran su composición alterando su calidad, lo que la vuelve impropia o peligrosa para el consumo humano. Las fuentes contaminantes pueden clasificarse en puntuales -fuentes localizadas-, como las descargas industriales y municipales; y

no puntuales -fuentes no localizadas o difusas- que son aquellas en las que no hay un punto de descarga exacto de contaminantes como por ejemplo vertimientos provenientes por escorrentía de la industria agrícola y la filtración de agroquímicos. Las aguas se pueden contaminar de diversas formas. En cantidades pequeñas esta polución procede de la naturaleza, pero en su gran mayoría se debe a factores antrópicos. Las aguas superficiales son las más susceptibles a causa de su mayor exposición a las fuentes habituales de contaminación. Las aguas subterráneas sufren una infiltración que será mayor o menor según la calidad del terreno que atraviesan y según el grosor de la capa filtrante.

La contaminación de los cuerpos de agua es provocada por varios factores:

- Vertido de desechos industriales sin tratar

El agua es fundamental en los procesos industriales, ya sea como vehículo energético, de transporte, disolvente, en operaciones de lavado, intercambiadores de calor. De esta forma, la contaminación industrial es la más diversa y a pesar de constituir fuentes generalmente puntuales, el 70% de los residuos industriales son vertidos sin tratamiento previo. Esta se caracteriza por la gran variedad de contaminantes, puede aportar desde contaminantes orgánicos hasta metales pesados, compuestos tóxicos, sustancias persistentes o bioacumulables.

- Aguas residuales domésticas sin tratar.

El problema de contaminación por el uso público de agua tiene dos grandes componentes: la contaminación por aguas grises y negras en los sistemas de alcantarillado, y a la creciente producción de residuos, junto al mal manejo de los mismos. Este problema (como la mayoría de problemas ambientales actuales) tiene su origen en el acelerado crecimiento demográfico y de las urbanizaciones, además de una cultura basada en el consumo desmedido; todo esto sumado a la falta de educación ambiental. Algunos centros de población no tienen la infraestructura o carecen de un marco normativo que les permita el adecuado tratamiento de las aguas residuales por lo que muchas veces estas aguas residuales son vertidas en el cuerpo de agua más cercano. Los residuos sólidos domésticos también son un

problema ya que estos no son tratados debidamente y éstos son depositados en rellenos sanitarios lo cual conlleva a diversas complicaciones: cuando las lluvias o sus escurrimientos atraviesan estos depósitos, arrastran sustancias tóxicas y patógenas al subsuelo; de esta forma los contaminantes se filtran a los cuerpos de agua subterráneos o se escurren a cuerpos superficiales. Esto mismo sucede también con letrinas y fosas sépticas que no cumplen las características y las normas necesarias para su correcto funcionamiento.

- **Actividad agropecuaria**

El sector agropecuario es el mayor consumidor de agua en el planeta, utiliza aproximadamente el 70% de las aguas superficiales. el agua utilizada en la agricultura, principalmente en actividades de riego pasa a formar parte de los cuerpos de agua superficiales y subterráneos. para mantener el rendimiento agrícola se hace uso de plaguicidas, abonos, fungicidas, herbicidas y fertilizantes, que se filtran hacia el acuífero, son arrastrados por las lluvias y vertidos al agua junto con restos orgánicos y sedimentos, haciendo a la agricultura la principal responsable de la contaminación por nitratos y fósforo.

- **Deforestación y erosión del suelo.**

La deforestación supone la denudación de los suelos, la eliminación de la capa vegetal que lo protege de la intemperie, las lluvias, el viento y la erosión en general; esto permite la generación de sedimentos, los deslizamientos, las inundaciones y la colmatación de ríos y de masas de agua, las cuales se ven alteradas y contaminadas por todos estos componentes, lo cual perturba su calidad.

Tipos de contaminantes

Existen distintos tipos de contaminantes: Contaminantes físicos, contaminantes químicos y contaminantes biológicos.

1. Contaminantes físicos: Son principalmente sólidos o materiales en suspensión, materia orgánica o líquidos a altas temperaturas vertidos por las industrias como resultado del proceso enfriamiento de ciertos equipos. Estos afectan alteran las características físicas del agua perceptibles por los sentidos humanos como la turbidez, color, sabor, temperatura. Dicho de otra manera, los contaminantes físicos son todos aquellos que alteran las cualidades organolépticas del agua de consumo.
2. Contaminantes químicos: pueden ser de origen tanto orgánico como inorgánico.
 - La contaminación inorgánica consiste en la presencia de nutrientes, detergentes y metales en los cuerpos de agua. Entre los tipos de contaminantes inorgánicos los que representan mayor riesgo son los metales pesados; cadmio (Cd), cromo (Cr), mercurio (Hg), níquel (Ni), plomo (Pb), zinc (Zn).
 - La contaminación orgánica se subdivide en contaminantes naturales o sintéticos; los primeros producen mal olor y sabor, mientras que los sintéticos son de origen industrial y son tóxicos, en esta categoría se encuentran los compuestos orgánicos persistentes; residuos de plaguicidas que en conjunto con los disolventes producidos por las actividades industriales los cuales son persistentes y bioacumulables.
3. Contaminantes biológicos: este grupo de contaminantes está compuesto por una gran diversidad de microorganismos patógenos como bacterias enteropatógenas (*E.coli*, *Salmonella*, *Legionella*, entre otras.), protozoo y helmintos parásitos (*Toxoplasma*, *Giardia*, *Entamoeba*, *Schistosomas*.) y virus (virus de la hepatitis, norovirus, poliomavirus.).

D. Enfermedades relacionadas al consumo de agua contaminada.

- **Por virus.** Los virus son más resistentes que otros microorganismos a los tratamientos del aplicados al agua en el proceso de potabilización. Se ha estimado, a partir de los 100,000 enterovirus por litro frecuentemente detectados en el agua residual, que en una población de 300,000 habitantes pueden liberarse al medio ambiente cantidades de 10^9 partículas víricas al día. Todo esto representa un potencial riesgo de contaminación a los cuerpos de agua potable. Entre los virus con mayor presencia y potencial patógenos se encuentran:

- **Norovirus:** denominadas virus del grupo **Norwalk**. Causan gastroenteritis aguas; autolimitados en humanos y aunque las infecciones asintomáticas son comunes estudios recientes han demostrado que estos norovirus son la causa más común de gastroenteritis en personas de todos los grupos de edad, aunque la incidencia en niños es mayor.

- **Virus hepatitis E:** la hepatitis E es una enfermedad que no progresa hacia la cronicidad, los síntomas clínicos son básicamente los mismos que los de la patitas tipo A (VHA) pero ligeramente más severa. Está asociada a la hepatitis fulminante presentando una mortalidad en la población general de aproximadamente 1% aunque incrementa cuando afecta a mujeres en el tercer trimestre de embarazo hasta en un 20%. Es de transmisión fecal-oral, brotes relacionados al agua contaminada principalmente en zonas tropicales y subtropicales, mayor tasa de afectados entre 15 y 40 años, mayor tasa de mortalidad en embarazadas.

- **Poliomavirus JC y BK:** son pequeños virus icosaédricos con un genoma de ADN circular súper enrollado de doble cadena. Se han detectado dos especies que afectan al hombre:

1. JC: aislado en 1971. Causante de una enfermedad letal del sistema nervioso central (SNC) denominadas **Leucoencefalopatía multifocal progresiva (PML)**. Esta enfermedad afecta principalmente a individuos inmunodeprimidos.
2. BK: afecta principal en a personas sometidas a trasplantes de órganos, aunque también se ven afectadas personas expuesta a agua contaminada

con orina ya que este virus se encuentra presente en riñones, este causa nefropatía, cistitis hemorrágica y estenosis ureterica.

3. Adenovirus: pueden replicar y reproducir enfermedad es en los aparatos respiratorios, digestivos y urinarios, así como en el ojo. Este virus puede persistir en él hospedados durante meses.

- **Afectaciones bacteriológicas:** Existen diversos tipos de agentes patógenos bacteriológicos que pueden transmitirse por el consumo de agua contaminada o sin tratar. La gama de agentes patógenos cambia en función de factores variables como el aumento de las poblaciones, incremento y mal manejo de desechos sólidos, líquidos y aguas residuales, cambios en los hábitos de las poblaciones, migraciones, presiones selectivas que permiten la aparición de agentes patógenos nuevos o mutantes. Entre los microorganismos patógenos con más incidencias y de mayor potencial infeccioso se encuentran:

- ***E. coli*:** Cepas de *E. coli* fueron reconocidas en 1889. Sin embargo, la caracterización de sus mecanismos de patogenicidad y su posterior clasificación en las seis categorías que hoy conocemos no fue posible por muchos años debido a que los ensayos de microbiología convencional no permitían distinguir *E. coli* enteropatógenas de *E. coli* no patógenas. Con diversa severidad la *E. coli* puede ocasionar distintas infecciones comunes, en el intestino (enteritis), vías urinarias (cistitis), en el sistema nervioso, diarrea prolongada mayoritariamente en niños menores a los 5 años de edad, entre otras. Aunque sus afectaciones más peligrosas son la **Enfermedad Diarreica Aguda (EDA)** y el **Síndrome Urémico Hemolítico (HUS por sus siglas en inglés)**.

1. EDA: Entre 0.8 y 2 millones de niños menores a 5 años mueren cada año a causa del EDA siendo esta la segunda causa única de muerte después de las infecciones respiratorias. Es causada, entre otros factores biológicos, por bacterias entre ellas la *E. coli* la más importante seguida de la *Salmonella spp.*, *Shigella spp.*, *Campylobacter jejuni* y *Vibrio cholerae*.

2. HUS: Algunas literaturas apuntan al *E. coli* como una de las causas del Síndrome Urémico Hemolítico. Aunque existen muchas cepas de estas bacterias identificadas solo algunas de ellas están relacionadas con el síndrome. HUS es una afección grave en la que los pequeños vasos sanguíneos de los riñones se dañan e inflaman. Esto puede provocar la formación de coágulos que obstruyen el sistema de filtración de los riñones provocando insuficiencia renal.
- **Legionella:** Varias docenas de especies de *Legionellas* existen, pero la *L. pneumophila* es la mayor causante de enfermedades respiratorias (Neumonía) en humanos. Aunque especies como *L. micdadei* algunas veces son causa de Neumonía también. Estas se encuentran en ambientes cálidos y húmedos, en lagos, ríos y otros cuerpos de agua. Usualmente la bacteria *L. pneumophila* produce infiltración pulmonar. Esta consiste en la ocupación de los sacos de aire de los pulmones o espacios alveolares por líquidos, secreciones sangre o pus.
 - **Salmonella:** Es a menudo patógena en humanos cuando estos la adquieren vía oral. Es entonces cuando produce infecciones variadas, enteritis, fiebre enterita o fiebre tifoidea. Esta última es producida por una especie en concreto el serotipo *Typhis*. Una vez ingerida llegan al intestino delgado desde el cual ingresan al sistema linfático y al torrente sanguíneo. Entre los 10-14 días después de la incubación se presenta la fiebre, el malestar, el dolor de cabeza, constipación, bradicardia, la mialgia y en ocasiones el hígado y el bazo se inflaman, puntos rosas aparecen en la piel abdominal y del pecho, el conteo de glóbulos blancos es bajo; aunque la mayor complicación es la hemorragia o perforación intestinal.
 - **Vibrio cholerae:** Esta se encuentra entre las bacterias más comunes presentes en aguas superficiales. *V. cholerae* causa cólera en humanos, mientras que otros tipos de *Vibrios* causan infecciones y lesiones en la piel y los tejidos, sepsis o enteritis. Para poder ser infectado, una persona que presente los niveles de ácidos gástricos normales, debería consumir 10^{10} o más de estas bacterias ya

que estos organismos son susceptibles a la acidez es por tanto que las personas más afectadas son aquellas quienes presentan los niveles de ácidos estomacales debajo de los normal. En un periodo entre las primeras 12 horas desde la infección hasta los 3 días se desarrollan los síntomas, náuseas repentinas acompañadas de vómito y una diarrea profusa seguida de calambres abdominales. La excreta es similar al “agua de arroz” con presencia de mucosidad, células epiteliales intestinales y una gran cantidad de *Vibrios*. Debido a la constante pérdida de líquidos se llega a la deshidratación, anuria y colapso circulatorio.

- **Afectaciones por protozoos:**

- **Toxoplasmosis:** El *Toxoplasma gondii* pertenece al grupo de los esporozoarios, posee una distribución mundial, normalmente el huésped final es estrictamente perteneciente a la familia de los *Felidae* (en los casos más comunes los gatos domésticos). Estos son los únicos huéspedes en los cuales los productores de oocitos en etapa sexualidad del *Toxoplasma* se pueden desarrollar. Cuando un oocito es ingerido por un usted intermediario como el humano el parásito se establece e inicia una infección. Este organismo produce toxoplasmosis ya se congénita o postnatal. La toxoplasmosis congénita es muy peligrosa en cambio la postnatal es menos severa. Esta es generalmente asintomática, aunque un gran número de enfermedades resultan como consecuencia de esta afectando mayormente a individuo inmunosuprimidos. Entre las enfermedades se encuentran la retinitis, coriorretinitis, encefalitis, neumonitis, inflamación y bloqueo de los vasos sanguíneos. La infección congénita conlleva al nacimiento de un bebé muerto, coriorretinitis, calcificación intracerebral y ceguera.

- **Giardia:** También conocida como *Giardia lamblia*, *Giardia duodenalis* o *Giardia intestinalis*. Encontrada comúnmente en el duodeno humano. Existe de dos formas: trofozoito (forma móvil invasora, infectante de los protozoos) y en forma de quiste. Es usualmente poco patógena en humanos, los quistes pueden ser encontrados en gran número en las heces de una persona sin esta presentar ningún

síntoma. Aunque en algunas personas la presencia de un gran número de parásitos alojados en las paredes del intestino puede causar irritación, inflamación de la mucosa del duodeno acompañada de una diarrea aguda asociada con la hipertrofia de las criptas intestinales (invaginaciones de forma tubular del epitelio intestinal), atrofia de la vellosidad intestinal o aplanamiento, daño en las células epiteliales. Las heces pueden ser de consistencia acuosa, semisólidas, grasientas, voluminosas, con muy mal olor. Entre otros síntomas se presentan además malestar general, debilidad, pérdida de peso, calambres abdominales, distensión y constantes flatulencias.

- **Entamoeba:** Se estiman aproximadamente 50 millones de casos de enfermedades invasivas relacionadas a la *E. histolytica* cada año con un aproximado de 100,000 muertos (Marie y Petri 2014). *E. histolytica* invade el epitelio intestinal y forma discretas úlceras, por donde pasan amebas, células neuróticas y mucosa. Los trofozoito se multiplica y acumulan encima de la mucosa muscular donde a menudo se expanden lateralmente. Una vez formadas y expandidas las úlceras, estas empiezan a infectar todo el tejido intestinal provocando necrosis en el área infectada. Los síntomas abarcan sensibilidad abdominal, disentería fulminante, deshidratación, diarrea, calambres abdominales, náuseas, vómito, malestar general, pérdida del apetito, pérdida de peso. Los síntomas se desarrollan entre los primeros cuatro días después de la exposición. También puede ocurrir una infección extraintestinal la cual normalmente causa hepatitis amebiana o abscesos en el hígado.

- **Cyclospora:** Los oocitos de estos no son inmediatamente infecciosos, necesitan días o semanas para volverse infecciosos, por esta razón la infección persona a persona a través de la excreta es improbable que ocurra. Estas están más asociadas a la transición por aguas contaminadas (Ortega y Sánchez, 2010). La concertación de la mucosa y la reducción de los vellos intestinales conlleva a la diarrea, anorexia y pérdida de peso.

- **Afectaciones por helmintos:**

- ***Dracunculus medinensis*:** mejor conocido como el gusano de guinea, el cual atraviesa un ciclo acuático (en el que intervienen copépodos), por tanto, se encuentra presente en muchos cuerpos de agua. La persona de manera inadvertida ingiere los copépodos infectados al ingerir agua contaminada. Después de una migración por todo el cuerpo durante un año, los parásitos maduran y se aparean. Luego las hembras viajan a la piel en donde causan vesículas que se forman cerca del pie y del tobillo. Casi todos los cuadros patológicos causados por el gusano de guinea son consecuencia de infecciones bacterianas secundarias. Las formas adultas muertas en la piel pueden desencadenar infecciones intensas y al mismo tiempo gangrena o anafilaxia.

- ***Schistosomas*:** se han calculado que más de 200 millones de personas a nivel mundial están infectados por alguna especie de *schistosoma*. Los gusanos adultos son largos y finos y pueden vivir en cópula 10 a 20 años dentro del sistema venoso. Estos invaden las venas mesentéricas inferiores del colon, venas mesentéricas inferiores y superiores del intestino delgado y venas de la vejiga. Los seres humanos se contagian de esta infección cuando entran en contacto con agua contaminada. Estas son atraídas por el calor de cuerpo y los lípidos cutáneos y comienzan a horadar la piel al descubierto. Estas penetran la piel y se transforman en esquistosomas que entran en la circulación periférica, en la cual se tornan adultos en el sistema hepatoportal (sistema venoso del hígado derivado de la vena porta) o los plexos venosos (entrelazamientos de venas y nervios) de la vejiga. El cuadro patológico más notable depende de los esquistosomas y no de los parásitos adultos. Alrededor de los huevos surge una reacción granulomatosa y ello causa fibrosis del hígado. En situaciones crónicas queda obstruida la circulación sanguínea del hígado, lo cual ocasiona hipertensión porta, acumulación del líquido ascitis en la cavidad abdominal, hepatoesplenomegalia y varices esofágicas. Hay ataque en las vías urinarias, dolor uretral, polaquiuria, disuria, hematuria y obstrucción vesical, lo cual origina diversas infecciones bacterianas secundarias.

V. PREGUNTAS DIRECTRICES

- ¿Presenta el agua potable, abastecida en el recinto, la calidad sanitaria mínima establecida por los organismos especializados mediante las Normas CAPRE?
- ¿Está el sistema de abastecimiento de agua potable del recinto capacitado para distribuir agua de calidad?
- ¿Cuáles son los factores que propician la contaminación de las fuentes de agua de consumo?
- ¿Cuáles son los factores que impiden el cumplimiento de las normas establecida por las organizaciones correspondientes?

VI. DISEÑO METODOLÓGICO

6.1. Tipo de investigación

El trabajo realizado es una investigación cualitativa y cuantitativa de enfoque mixto de corte transversal.

Las Normas CAPRE establece tres etapas de control de calidad de agua, en el tiempo, para cada país que se adscriben al mismo.

- Primera etapa, E1: Corresponde al Programa de Análisis Básico, fácilmente ejecutable por cada laboratorio de control de calidad del agua autorizado. Los parámetros en esta etapa de control son: coliforme total o coliforme fecal, olor, sabor, color, turbidez, temperatura, concentración de iones hidrógeno (pH), conductividad y cloro residual.
- Segunda etapa, E2: Corresponde al Programa de Análisis Normal y comprende la ejecución de los parámetros de la primera etapa ampliado con: aluminio, cloruros, cobre, dureza, sulfatos, calcio, magnesio, sodio, potasio, nitratos, nitritos, amonio, hierro, manganeso, fluoruro, arsénico, cadmio, cianuro, cromo, mercurio, níquel, plomo, antimonio, selenio, sulfuro de hidrógeno y zinc.
- Tercera etapa, E3: Corresponde a un Programa de Análisis Avanzado del agua potable. Comprende la ejecución de los parámetros de la segunda etapa, ampliado con sólidos totales disueltos, desinfectantes, subproductos de la desinfección y sustancias orgánicas (plaguicidas) de significado para la salud.

Los análisis realizados corresponden a los citados en la **Etapa 1** del **Artículo 8** de las Normas CAPRE.

6.2. Área de estudio

El área de estudio está comprendida por las instalaciones del Recinto Universitario Rubén Darío de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN-Managua.

- Localización del área de estudio.

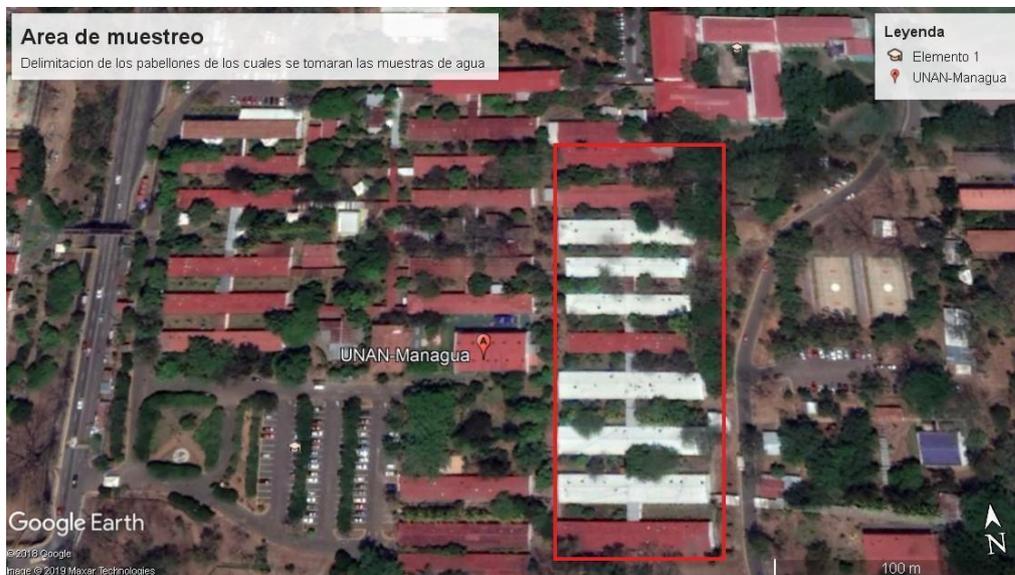


Imagen N°1: Imagen satelital del recinto universitario, obtenida a través de la herramienta Google Earth. En el cuadro de color rojo se indica la localización de los pabellones en donde se encontraban las tomas de agua potable de donde se extrajeron las muestras de agua para los respectivos análisis.

6.3. Generalidades del área de estudio.

El Recinto Universitario Rubén Darío es el principal campus de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua UNAN - MANAGUA, localizada en la ciudad capital Managua, ubicada en el distrito 3, específicamente contiguo al Reparto Villa Fontana y la colonia Miguel Bonilla.

El área delimitada comprendida por diez pabellones, desde el pabellón N°30 hasta el pabellón N°50, en donde se encuentran las tomas de agua (lavaderos y lavamanos de los servicios sanitarios) de donde se extrajeron las muestras para los análisis (ver imagen N°1); se encuentra ubicada en el área poligonal n°2. Esta cuenta con un área total de 433,217.9684 m². La parte en donde se ubican la mayoría las instalaciones tiene un área de 294,319.0904 m².

6.3.1. Población estudiantil

De acuerdo con el último informe de gestión realizado por la Dirección General de la Calidad Institucional de la UNAN-Managua en el año 2018 y liberado en el mes de junio del 2019 se establece que para el año 2018 la población estudiantil constó de 41,647 estudiantes (De estos el 57.1% son mujeres), en los niveles de grado, posgrado y programas especiales. De los cuales 35,496 equivalente al 85.2% son estudiantes de grados, 3,553 equivalente al 8.5% son estudiantes de programas especiales y 2,598 equivalentes al 6.3% son estudiantes de posgrados.

Poblacion estudiantil

41,647 estudiantes.

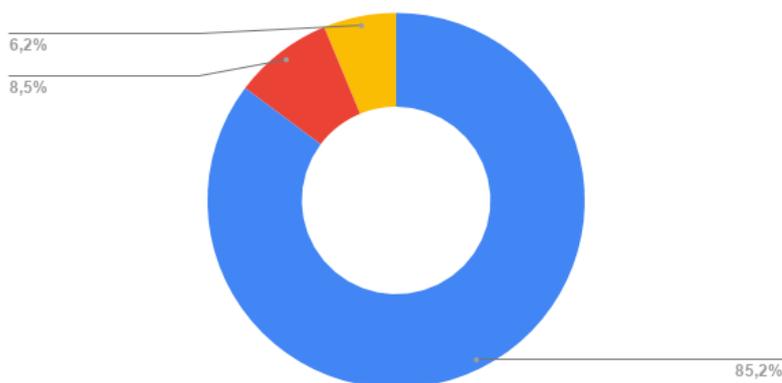


Gráfico N°1: Gráfica de pastel que muestra en porcentajes la distribución del total de la población estudiantil activa en el año 2018.

6.4. Universo y muestra

El universo está comprendido por un total de treinta y tres tomas de agua distribuidas entre lavaderos, lavamanos de los baños y grifos de jardinería posicionados a lo largo de diez pabellones ubicados de sur a norte en orden ascendente de par en par desde el pabellón 30 hasta el pabellón 50 situados en el poligonal N°2 del Recinto Universitario Rubén Darío.

Tabla N°5: Distribución de las tomas de agua por pabellones en el poligonal Este del Recinto Universitario Rubén Darío.

Distribución de las tomas de agua potable del Recinto Universitario Rubén Darío					
Pabellones	Baños de mujeres	Baños de hombres	Lavaderos	Grifos de jardinería	Total
32	0	0	0	1	1
34	4	2	2	1	9
36	0	0	0	0	0
38	4	2	2	0	8
40	0	0	0	0	0
42	0	0	2	0	2
44	0	0	0	0	0
46	0	0	1	2	3
48	3	3	0	1	7
50	0	0	1	2	3
Total	11	7	8	7	33

La muestra del universo se determinó mediante el método estadístico de muestreo intencionado; el cual selecciona los elementos que a juicio del investigador son representativos, lo cual exige que el investigador maneje conocimientos previos sobre la población que se estudia; bajo un criterio de inclusión basado en la concurrencia de estudiantes que transitan o reciben clases en los pabellones en los que se encuentran las tomas de agua. La muestra sustraída del universo, de manera puntual, está comprendida por las tomas de agua presentes en el pabellón 38 de donde se extrajeron la cantidad necesaria muestra de agua para cada parámetro sujeto a análisis. Las muestras de agua fueron sustraídas durante la época seca en días correspondientes al mes de diciembre, dichas muestras fueron obtenidas directamente de los tomas de agua, presentes en el pabellón 38 y del lavadero presente frente al pabellón 40 en las siguientes coordenadas 12°06'21"N 86°16'12"E a una altura de 207 msnm.

6.5. Recolección de las muestras de agua.

De acuerdo con el protocolo de muestreo, transporte y conservación de muestras de agua con fines múltiples emitido por el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria de Argentina en 2011, el procedimiento de recolección de muestras es el siguiente:

a. Procedimientos previos a la recolección de muestras

Al momento de muestreo es necesario recabar, como mínimo, la siguiente información:

- Identificación unívoca de la muestra (nombre, código, etc.)
 - Identificación del sitio de muestreo (georreferenciación: latitud, longitud)
 - Tipo de fuente y características de la misma.
 - Destino (consumo humano, animal, riego, etc.).
 - Información acerca del Establecimiento
 - Nombre del Propietario o Encargado (con datos de dirección, e-mail y/o número telefónico)
1. Información adicional acerca de problemas que detecta el personal que puede atribuirse al agua.
 2. Volumen diario que se extrae normalmente o algún dato indirecto que permita el cálculo (cantidad de personas, cantidad y tipo de animales que abrevan, superficie de riego).
 3. Condiciones de muestreo (fecha y hora).
 4. Nombre de quien realizó el muestreo.
 5. Tipo de análisis a efectuar (físico-químico y/o microbiológico).
 6. Reactivo empleado para su preservación, en caso de ser utilizado.
 7. Cualquier otra observación que se considere de importancia.
 8. Toda esta información será anotada en una planilla de registro. Dicha planilla será provista por cada laboratorio.

b. Procedimientos para la recolección de las muestras

1. El envase a utilizarse deberá estar esterilizado y durante la toma debe prestarse atención a mantener una adecuada asepsia para evitar la contaminación accidental de la muestra.
2. Rotular el envase o verificar que el rótulo sea el correcto.
3. Si el grifo, canilla o caño es metálico quemar con un mechero donde sale el agua (si el material es plástico realizar el mismo procedimiento, pero un menor tiempo para que no se deteriore el material plástico), luego abrir el grifo, canilla o activar el mecanismo de bombeo y dejar salir el agua el tiempo suficiente hasta que se esté seguro que es agua de la fuente de agua o depósito, de manera que el chorro no sea intenso.

4. Abrir el recipiente estéril, evitando todo contacto de los dedos con la boca e interior del mismo y sosteniendo la tapa de manera que ésta mire para abajo.
5. Llenar el frasco dejando una cámara de aire. Durante el llenado es conveniente tener la precaución de mantener el frasco inclinado a 45° para evitar la introducción de partículas externas.
6. Tapar inmediatamente asegurando un cierre perfecto.
7. La muestra debe ser guardada en una conservadora oscura y con hielo bien limpia y que no contenga otros elementos propios del muestreo, o en la parte de abajo de una heladera. Nunca poner la muestra en la hielera o en un freezer. En cualquier caso, también el mecanismo de conservación (conservadora, heladera) debe tener la mayor higiene posible y en el caso de la conservadora es indispensable no guardar otros elementos allí (comidas, bebidas, etc.).
8. Trasladarla lo más pronto posible a Laboratorio (tiempo máximo 2 días y correctamente refrigerada en lugar oscuro).

6.6. Pruebas analíticas.

Con el fin de conseguir resultados fidedignos se contó con la ayuda del Centro para la Investigación en Recursos Acuáticos de Nicaragua (CIRA). Además de contar con los servicios del Laboratorio de Biotecnología de la UNAN-Managua para la realización de las técnicas de análisis en laboratorio, tanto fisicoquímicas como microbiológicas, descritas a continuación.

5210.B-Determinación de DBO de 5 días

La prueba de DBO es una medición indirecta de materia orgánica; mide el cambio en la concentración de oxígeno disuelto (DO) causadas por microorganismos a medida que degradan materia orgánica de una muestra contenida en una botella tapada, incubada por 5 días en la oscuridad a 20°C. Se mide la DO antes y después, y se calcula la DBO usando la diferencia entre ambas mediciones de DO.

1. Equipo

- Botellas de incubación: Usar botellas de vidrio de 60ml o de mayor capacidad, de boca ensanchada con tapón de vidrio esmerilado preferiblemente. Lavar las botellas con detergente y enjuagar a fondo, secar bien antes de usar. Alternativamente, usar una botella para DBO de plástico desechable que cumplan con los requerimientos de control de calidad.
- Incubadora o baño María; controlado termostáticamente a $21^{\circ}\pm 1^{\circ}\text{C}$. Evitar cualquier fuente de luz para prevenir la producción fotosintética de DO.
- Electrodo de membrana sensible al oxígeno, polarográfico o galvánico, o una sonda óptica oxígeno sensible con el medidor apropiado.

2. Reactivos

- Solución buffer de fosfato.
- Sulfato de magnesio.
- Cloruro de calcio.
- Cloruro de hierro.
- Soluciones ácidas y alcalinas:
 - Ácida: Suavemente y mientras se agita, agregar 28 mL de ácido sulfúrico concentrado al agua destilada. Diluir a 1 L.
 - Alcalina: Disolver 40 g de NaOH Hidróxido de Sodio en agua destilada. Disolver hasta 1 L.
- Solución de sulfato de sodio.
- Inhibidor de nitrificación.
- Ácido glucosa-glutámico.
- Solución de cloruro de amonio.
- Agua destilada.

3. Procedimiento de la prueba

- a. Preparación del agua de dilución:** Transferir el volumen de agua deseado de la fuente de agua a una botella de tamaño adecuado preferiblemente de vidrio. Asegurarse que la concentración de oxígeno disuelto sea al menos 7.5 mg/L antes de usar el agua para la prueba de DBO. De no ser así agregar DO sacudiendo la botella o airear con aire filtrado libre de microorganismos. Alternativamente, almacenar el agua en botellas tapadas con algodón el tiempo suficiente para que la concentración de oxígeno disuelto se acerque a la saturación. Agregar 1mL de buffer de fosfato, $MgSO_4$, $CaCl_2$, $FeCl_3$, por cada litro para preparar la fuente agua. Mezclar a fondo y llevar a los $20 \pm 3^\circ C$.
- b. Ajuste de la temperatura de la muestra:** Llevar a la muestra a los $20 \pm 3^\circ C$ antes de hacer las diluciones.
- c. Preparación de las diluciones:** Usando la dilución de agua preparada en el punto "a", hacer al menos tres diluciones de la muestra preparada estimada a producir, al final de la prueba, al menos una dilución que podría resultar en OD residual de ≥ 1.0 mg/L y un consumo de OD ≥ 2.0 mg/L después de los 5 días de incubación.
- i. Diluciones preparadas en contenedores volumétricos: usando una pipeta de punta ancha o un cilindro graduado (probeta), agregar la cantidad deseada de la muestra preparada a cada probeta o matraz. Mezclar la muestra inmediatamente después de pipetear para evitar la pérdida de sólidos por asentamiento. Para diluciones más grandes que 1:300, hacer una dilución primaria antes de hacer una dilución final en una probeta o matraz. Llenar la probeta o matraz al menos a $\frac{2}{3}$ de su capacidad con la dilución de agua y de la muestra sin dejar entrar aire. Añadir la cantidad adecuada de cultivos en suspensión (microorganismos suspendidos en el agua capaces de oxidar materia orgánica biodegradable) y el inhibidor de nitrificación. Diluir al nivel final con agua de dilución. Mezclar bien, pero evitando la entrada de aire. Traspasar con un sifón la mezcla diluida en una cantidad adecuada de botellas de DBO, teniendo cuidado de no dejar rastros de sólidos precipitados en la probeta o matraz a la hora de transferir.

iii. Diluciones preparadas directamente en las botellas de DBO: usando una pipeta volumétrica de punta ancha o una probeta, agregar el volumen deseado de la muestra a cada botella de DBO. Mezclar bien las muestras inmediatamente después de pipetear para evitar la pérdida de sólidos por sedimentación. Para diluciones mayores a 1:300, hacer una dilución primaria antes de hacer una dilución final en la botella. Llenar cada botella de DBO a $\frac{2}{3}$ de su capacidad con agua de dilución o con la muestra sin dejar entrar aire. Agregar la cantidad adecuada de cultivo suspendido y de inhibidor de nitrificación a cada botella. Llenar el resto de la botella con agua de dilución.

d. Adición de los cultivos en suspensión (microorganismos oxidadores de materia orgánica): Agregar las semillas a los vasos de dilución o directamente en las botellas de DBO antes de la dilución final. Agitar el cultivo suspendido antes de transferir para asegurar que una cantidad equitativa sea transferida a cada botella de DBO. Siempre registrar el volumen exacto de cultivo suspendido agregado a cada botella de DBO. El OD consumido atribuible a los microorganismos añadidos generalmente debería ser entre 0.6 y 1.0 mg/L.

e. Adición del inhibidor de nitrificación:

- TCMP [2-cloro-6 (triclorometil) piridina]: agregar 10 mg TCMP/L a la muestra diluida, 3 mg de TCMP por cada botella de 300-mL, o la cantidad proporcional para botellas de otra capacidad, después de la dilución inicial de la muestra, pero antes de llenar la botella con el agua de dilución. No agregar TCMP a las botellas de DBO después de haber sido llenada $\frac{2}{3}$ con la muestra diluida.

- ATU (Alitiourea): Agregar 1 mL de ATU por cada litro de muestra diluida o 3.0 mL por cada botella de DBO de 300 mL. No agregar a las botellas de DBO hasta que estén llenas a $\frac{2}{3}$ con la muestra diluida.

f. Sellado de las botellas: Una vez llena la botella tapar de manera que no queden burbujas de aire en la misma. Mezclar la muestra girando manualmente varias veces a menos que se use una sonda con un agitador para medir la concentración de OD inicial. Como precaución contra la filtración de aire a la botella durante la incubación es recomendable usar un sello/cinta de parafina.

g. Determinación del OD inicial: usar la modificación azida del método yodométrico (4500-O.C) para determinar el oxígeno disuelto de todas las muestras.

i. Modificación azida (4500-O.C):

- Procedimiento

a. Para la muestra colectada en botellas de 250-300 mL agregar 1 mL de $MgSO_4$ - Solución de sulfato de magnesio, seguido del reactivo álcali-yoduro-azida. Tapar cuidadosamente y excluir burbujas de aire, mezclar invirtiendo la botella un par de veces. Cuando el precipitado se haya asentado lo suficiente (aproximadamente la mitad del volumen de la botella) para dejar claro el sobrenadante que se encuentra por encima del floculo de hidróxido manganeso, agregue 1 ml de H_2SO_4 . Tapar y mezclar invirtiendo la botella varias veces hasta que el precipitado se haya disuelto completamente.

b. Titular con la solución 0.025M de $Na_2S_2O_3$ hasta alcanzar un color pálido. Añada unas gotas de solución de almidón y continuar la titulación hasta la primera desaparición del color azul. Ignorar las subsecuentes coloraciones debidas al efecto catalítico de nitrito o a las trazas de sales férricas que no han sido acomplejadas con fluoruro.

- Cálculos:

a. Para titulación de 200 mL de muestra 1 mL de 0.025M $Na_2S_2O_3 = 1 \text{ mg OD/L}$

h. Incubación de la muestra: Incubar a $20 \pm 1^\circ C$ las botellas con las diluciones deseadas. Evitar la luz para impedir el crecimiento de algas dentro de las botellas durante la incubación.

i. Determinación de la demanda de oxígeno final: Después de los 5 días \pm 6 horas de incubación determinar la concentración de oxígeno disuelto en las diluciones de la muestra, usando el método de modificación azida (4500-O.C/ G-i)

j. Análisis de datos:

$$DBO_{5, mg/L} = \frac{(D_1 - D_2) - (S)V_s}{P}$$

Donde:

- D_1 = La demanda de oxígeno en la muestra diluida inmediatamente después de preparada, mg/L (DO inicial)
- D_2 = La demanda de oxígeno en la muestra diluida después de los 5 días de incubación a 20 °C, mg/L (DO final)
- S= Consumo de oxígeno del cultivo suspendido
- V_S = Volumen del cultivo suspendido en cada botella, mL
- P= Fracción decimal volumétrica de usada de la muestra: $1/P$ = factor de dilución.

5220.C- Reflujo cerrado Método Titrimétrico. Detección de DQO.

A. Equipo:

- a. Recipientes de digestión, preferiblemente usar tubos de cultivo de borosilicato con tapones de rosca de teflón, con capacidad de 10 mL y 20 mm de diámetro.
- b. Calentador de bloque para tubos o un dispositivo similar con orificios para acomodar los recipientes de digestión y calentarlos a $150 \pm 2^\circ\text{C}$.
- c. Microbureta.
- d. Sellador de ampollas.

B. Reactivos:

- a. Solución estándar de digestión de dicromato de potasio.
- b. Ácido sulfúrico.
- c. Titulante estándar de amonio ferroso. (FAS)
- d. Ácido sulfámico.
- e. Ftalato de hidrógeno de potasio.

C. Procedimiento: Lavar los tubos de cultivo con ácido sulfúrico al 20% antes de usar para evitar contaminación. Añadir los reactivos tal como lo demuestra la tabla 5220: I de SMWW. Hacer una medición volumétrica tan precisa como práctica. Usar una micro bureta para la titulación. Medir ± 0.1 de ácido sulfúrico. Colocar la

muestra en los tubos de cultivo o ampollas y agregar la solución digestora. Cuidadosamente agregar ácido sulfúrico dentro del envase, entonces se formará una capa de ácido debajo de la capa de la muestra con la solución digestiva. Tapar bien los tubos o ampollas para luego invertirlos o rotarlos varias veces hasta que todo se mezcle completamente. Colocar los tubos en el calentador de bloque o en el bloque digestor precalentado a 150°C y dejar por 2 horas. Enfriar la temperatura del cuarto y colocar envases en una gradilla. Destapar y agregar barras magnéticas removedoras cubiertas de teflón. Añadir 1 o 2 gotas de indicador de ferroína y agitar rápidamente con un agitador magnético mientras se titula con 0.10M de FAS. El punto final es un cambio brusco de color de azul-verde a un café-rojizo, aunque el color azul verde podría reaparecer en unos minutos. Realizar el mismo procedimiento con una muestra en blanco que contenga los reactivos y agua destilada del mismo volumen de la muestra original.

D. Cálculos:

$$DQO \text{ como } mg \text{ O}_2/L = \frac{(B - A) \times M \times 8000}{mL \text{ de muestra}}$$

Donde:

- B= mL FAS usado por muestra
- A= mL FAS usado por la muestra en blanco
- M= molaridad del FAS
- 8000= miliequivalente del peso del oxígeno x 1000mL/L.

9221.B-Técnica estándar de fermentación de coliformes totales.

1. Prueba presuntiva.

1.1. Preparación del caldo Lauril triptosa

- Triptosa 20.0g
- Lactosa 5.0g
- Fosfato dipotásico 2.75g
- Fosfato monopotásico 2.75g
- Cloruro de sodio 5.0g
- Lauril sulfato de sodio 0.1g
- Agua de grado reactivo 1 LD

Agregar los ingredientes deshidratados en agua, mezclar a fondo, calentar hasta disolver. Antes de la esterilización dispensar suficiente medio en los tubos de fermentación que contienen los tubos Durham hasta cubrir los tubos Durham a $\frac{1}{2}$ o $\frac{2}{3}$ después de la esterilización. Alternativamente omitir el tubo Durham y añadir 0.01 g/L de bromocresol púrpura al caldo lauril triptosa (para determinar la producción de ácido, un indicador de un resultado positivo en esta parte del test). Cerrar los tubos con tapas de metal o resistentes al calor.

Preparar de acuerdo con la **tabla N°6**. Haciendo al caldo lauril triptosa lo suficientemente concentrado que al agregar 10, 100 o 200 mL de la muestra al medio este no reduzca la concentración de los ingredientes por debajo de las del estándar medio.

Poner el medio en autoclave a 121°C por 12-15 minutos. Asegurar que los tubos Durham, si se usaron, estén libres de burbujas de aire. El pH del medio debería ser de 6.8 ± 0.2 después de la esterilización.

1.2. Procedimiento de fermentación

Ordenar los tubos de fermentación en tubos de fermentación en filas de 5 o 10 cada grupo en una gradilla. El número de filas y el volumen seleccionado de la muestra depende de la calidad y característica del agua a examinar. Para agua potable se debe utilizar 100 ml para la prueba. Usar 5 porciones de 20 ml, 10 porciones de 10 ml o 1 única porción de 100 ml.

Inmediatamente incubar los tubos inoculados o cualquier cultivo de control a $35 \pm 0.5^\circ\text{C}$ durante 24 horas ± 2 horas. Pasado el tiempo de incubación, agitar cada tubo suavemente y examinar si hubo crecimiento, presencia de gas o alguna reacción ácida (sombras de color amarillo) y si no hay presencia de gas o ácido, incubar por segunda vez y reexaminar pasadas las 48 ± 3 horas. Registrar la presencia o ausencia de crecimientos, gas y/o producción de ácido. Si no se usó tubo Durham la presencia de crecimiento y acidez de color amarillo representa una reacción presuntiva positiva.

1.3. Interpretación

La detección de una reacción ácida (color amarillo) y la presencia de gas en los tubos de fermentación dentro de las 48 ± 3 horas constituyen una reacción presuntiva positiva. Llevar los tubos a la fase confirmativa.

La ausencia de ácido o gas al final de las 48 ± 3 horas de la incubación constituye una prueba negativa. Someter las muestras de agua que mostraron crecimiento, pero no mostraron producción de ácido o gas a una prueba confirmativa (Descrita a continuación).

2. Prueba confirmativa.

2.1. Medio de cultivo Lactosa Bilis Verde Brillante (BGLB)

- Peptona 10.0g
- Lactosa 10.0g
- Oxgall 20.0g
- Verde brillante 0.0133g
- Agua de grado reactivo

Agregar los ingredientes deshidratados al agua. Mezclar exhaustivamente y calentar para disolver. Antes de la esterilización, dispensar el medio en los tubos de fermentación que contienen a las campanas Durham dentro, asegurando un volumen suficiente del medio para cubrir las campanas de Durham al menos $\frac{1}{2}$ a $\frac{2}{3}$ después de la esterilización. Cerrar los tubos con tapas de metal o resistentes al calor.

Poner en autoclave a 121°C por 12 a 15 minutos. Asegurar que los tubos Durham estén libre de burbujas de aire. El pH del medio debe ser 7.2 ± 0.2 después de la esterilización.

2.2. Procedimiento de fermentación

Inmediatamente llevar todos los tubos que mostraron crecimiento, cualquier cantidad de gas o reacciones ácidas dentro de 24 ± 2 horas de incubación a la fase confirmada.

Agitar o sacudir suavemente los tubos que presenten gas o ácido para resuspender los organismos. Con un asa bacteriológica estéril de 3 o 3.5 mm de diámetro, transferir una o más asadas cargadas de cultivo a los tubos de fermentación que contienen el caldo BGLB. Alternativamente insertar un aplicador de madera estéril al menos a 2.5 cm dentro de del cultivo, retirarlo rápidamente y sumergir el aplicador al fondo del tubo de fermentación que contiene el caldo BGLB. Descartar el aplicador de madera y repetir con todos los tubos presuntivos-positivos. Inmediatamente incubar los tubos, con caldo BGLB inoculados, a 35 ± 0.5 °C. Cualquier cantidad de gas producido en los tubos Durham dentro de los tubos de fermentación con caldo BGLB dentro de las 48 ± 3 horas constituye una prueba confirmativa positiva. Para estimar la cantidad de coliformes calcular el valor de MPN del número de tubos con caldo BGLB positivos como se describe en la **tabla N°7, 8**.

9221.E- Método de detección de coliformes fecales (Termotolerantes).

1. Medio de cultivo EC.

- Lactosa 5.0g
- Triptosa o tripticasa 20.0g
- Mezcla de sales biliares o sal biliar N°3 - 1.5g
- Fosfato dipotásico 4.0g.
- Fosfato monopotásico 1.5g.
- Cloruro de sodio 5.0g.
- Agua de grado reactivo 1 L.

Agregar los ingredientes deshidratados en agua. Mezclar a fondo y calentar para disolver. Antes de la esterilización, dispensar suficiente medio en los tubos de fermentación con tubos Durham dentro hasta cubrir los tubos Durham al menos $\frac{1}{2}$

o $\frac{2}{3}$ después de la esterilización. Tapar los tubos con tapas de metal o resistentes al calor. Poner el medio en autoclave a 121°C por 12 a 15 minutos. Asegurarse que los tubos Durham estén libre de burbujas de aire. El pH debería ser de 6.9 ± 0.2 después de la esterilización.

2. Procedimiento de fermentación

Después de la incubación, agitar gentilmente o rotar los tubos de fermentación que muestren gas, crecimiento o reacciones ácidas para resuspender los organismos. Prontamente usar un asa bacteriológica estéril de 3 a 3.5 mm de diámetro para transferir una o más asadas cargadas del cultivo de los tubos que mostraron crecimiento, gas o presencia de ácido; a los tubos de fermentación que contengan el caldo EC. Alternativamente insertar un aplicador de madera estéril al menos a 2.5 cm de profundidad dentro del cultivo, retirar inmediatamente, sumergir el aplicador hasta el fondo del tubo de fermentación con caldo EC. Descartar el aplicador y repetir con cada tubo presuntivo-positivo e incubar a $44.5 \pm 0.2^\circ\text{C}$.

Colocar todos los tubos con caldo EC en baño María por 30 minutos luego de la inoculación. Incubar los tubos, con caldo EC inoculados, a $44.5 \pm 0.2^\circ\text{C}$ durante 24 ± 2 horas. Mantener el nivel del agua del baño María por encima del nivel del caldo EC.

3. Interpretación

La producción o presencia de gas acompañado de crecimiento dentro de los tubos con caldo EC, dentro de las 24 horas es considerado como una reacción positiva a coliformes fecales (termotolerantes). La nula producción (con mínimo o no crecimiento) es considerada como una reacción negativa. Calcular el número más probable NMP de coliformes fecales del número de tubos positivos como se describe en la **tabla N° 7, 8**.

9221.F- Determinación de *E. coli* usando usando sustrato fluorogénico.

1. Preparación del caldo EC-MUG.

- Triptosa o tripticasa 20.0g.
- Lactosa 5.0g.
- Mezcla de sales biliares 1.5g.
- Fosfato dipotásico 1.5g
- Fosfato monopotásico 4.0g.
- Cloruro de sodio 5.0g.
- (MUG) 4-Metilumbeliferil - β - d -glucurónido 0.05g.
- Agua de grado reactivo 1 L.

Agregar los ingredientes deshidratados al agua, mezclar a exhaustivamente y calentar hasta disolver. Antes de la esterilización, dispensar el caldo en tubos que no sean fluorescentes bajo luces de longitudes de onda de 365-366 nm, ultravioletas UV. Los tubos Durham no son necesarios. Cerrar los tubos con tapas de metal o resistentes al calor. El pH del medio debería ser de 6.9 ± 0.2 después de la esterilización por 15 minutos a 121°C

2. Proceso de fermentación.

Sacudir o girar los tubos que presenten gas, crecimiento o producción de ácido para resuspender a los organismos. Usando un asa bacteriológica estéril de 3-3.5 mm de diámetro, transferir una o más asadas cargadas de cultivo a los tubos con el caldo EC-MUG. Alternativamente, insertar un aplicador estéril de madera al menos a 2.5 cm dentro del cultivo, retirarlo inmediatamente y luego sumergirlo en el tubo de fermentación que contiene el caldo EC-MUG.

Colocar los tubos con EC-MUG en baño María durante 30 minutos después de la inoculación. Incubar los tubos con caldo EC-MUG inoculados y un control negativo por 24 ± 2 horas en baño María a $44.5 \pm 0.2^{\circ}\text{C}$ manteniendo una profundidad en el baño de agua lo suficiente para cubrir el nivel del caldo.

3. Interpretación.

Examinar todos los tubos que exhiben crecimiento por fluorescencia usando una lámpara de luz ultravioleta de 6w de longitud de onda de 365-366 nm. La presencia de fluorescencia azul brillante es considerado como un resultado positivo para *E.coli*. Crecimiento en ausencia de fluorescencia azul es considerado como un resultado negativo. Para ayudar a interpretar los resultados y evitar una mala identificación a causa de la autofluorescencia del tubo o del medio mismo como resultado positivo, incluir en el ensayo un cultivo control positivo (*E.coli* MUG), un cultivo control negativo (*Klebsiella pneumonia* MUG negativo) y un medio de control sin inocular. La distancia entre la lámpara y los tubos debe ser tal que el EC-MUG positivo muestre fluorescencia mientras que el control negativo y no inoculado no. Calcular el NMP para *E. coli* del número de tubos con caldo EC-MUG positivo a como se describen en las **tablas N° 7,8**.

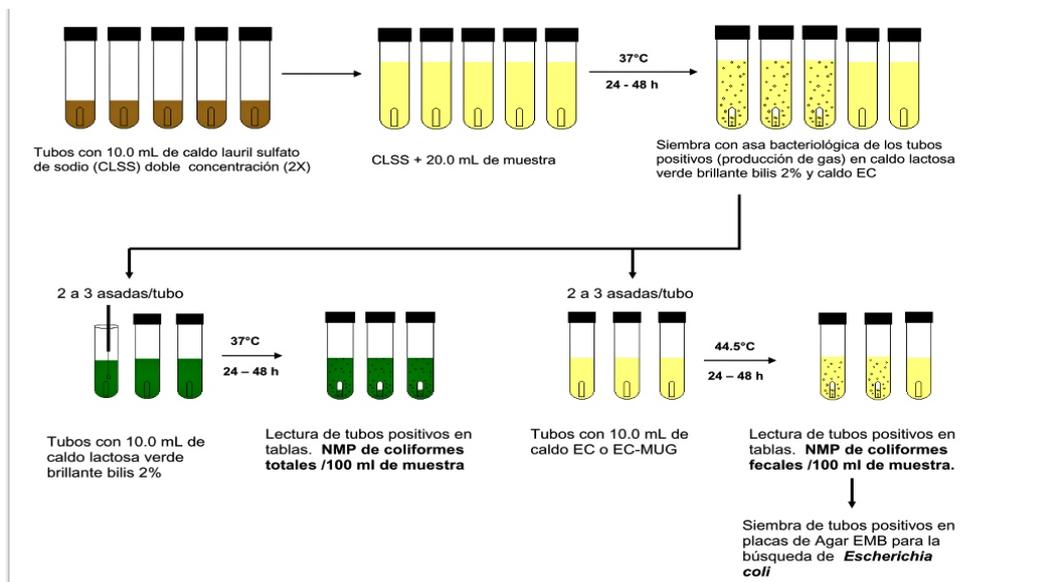


Imagen N°2: Diagrama procedimental del método tubos múltiples

Tabla N°6: Preparación de inóculo con caldo lauril sulfato de sodio. (Rice, 2017)

Inoculo(mL)	Cantidad de medio por tubo (mL)	Volumen de medio más inoculo(mL)	Caldo lauril triptosa requerido g/L	Concentración
1	10 o más	10 o más	35,6	1x
10	10	20	71,2	2x
10	20	30	53,4	1.5x
20	10	30	106,8	3x
100	50	150	106,8	3x
100	35	135	124,6	3.5x
100	20	120	142,4	4x

Tabla N°7: Índice del NMP con 95% de límite de confianza para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan 5 tubos con 20 mL de muestra de agua. (Rice, 2017)

N° de tubos positivos	NMP/100mL	95% de Límite de confianza (aproximado)	
		Inferior	Superior
0	<1,1	0	3
1	1,1	0,05	6,3
2	2,6	0,3	9,6
3	4,6	0,8	14,7
4	8	1,7	26,4
5	>8,0	4	Infinito

Tabla N°8: Índice del NMP con 95% de límite de confianza para varias combinaciones de resultados positivos y negativos cuando se usan 10 tubos con 10 mL de muestra de agua. (Rice, 2017).

N° de tubos positivos de 10 (10 ml de muestra)	NMP/100mL	95% de Límite de confianza (aproximado)	
		Inferior	Superior
0	<1.1	0	3.4
1	1.1	0.051	5.9
2	2.2	0.37	8.2
3	3.6	0.91	9.7
4	5.1	1.6	13
5	6.9	2.5	15
6	9.2	3.3	19
7	12	4.8	24
8	16	5.8	34
9	23	8.1	53
10	>23	13	-

Determinación de cloro libre

Para determinar la concentración de cloro libre en el agua potable fue utilizado el Kit CHECKIT basado en la aplicación del reactivo DPD (N- Dietilpfilendiamina) que, al entrar en contacto con la muestra de agua, reacciona tornando la muestra de agua a color magenta proporcionalmente a la concentración de cloro libre que hay en agua.

Este kit consta de:

- 3 cubetas de plástico, profundidad 13,5 mm, con tapa gris.
- Carcasa del comparador de una pieza.
- CHECKIT Disc, el cual posee una graduación de colores con tonalidades magenta acompañados de valores de 0-4 mg/l que corresponden a los distintos valores de cloro libre en el agua potable.
- Tabletas DPD 1.

Método:

1. Las cubetas deben ser enjuagadas con agua destilada.
2. La muestra debe ser tomada, llenar con la muestra de agua hasta alcanzar la marca de 10 ml de la cubeta.
3. Aplicar a la muestra de agua una tableta de DPD 1. Cerrar con su tapa.
4. Agitar la cubeta hasta la disolución total de la tableta, colocar la cubeta en el segundo compartimiento de la carcasa de comparación.
5. Leer el resultado de cloro libre en mg/l.

Evaluación de los niveles de pH

La medición del pH es uno de las actividades más importantes y de mayor frecuencia en las pruebas químicas del agua. El pH del agua pura a 25°C es de 7, neutro. En la actualidad la técnica más exacta, usada para la medición del pH es la potenciométrica, que se fundamenta en la medida de la diferencia de potencial experimentada en dos celdas electroquímicas (denominadas electrodos). Este método es aplicable a todo tipo de aguas naturales, efluentes industriales y domésticos. Su precisión viene dada por el equipo utilizado para la determinación; existen pH metros que permiten mediciones con +/- 0.001 unidades.

Materiales y métodos

- pH-metro
- Electrodo
- Beakers de 50 ml
- Unidad de agitación magnética
- Barras magnéticas de agitación, recubiertas con teflón
- Soporte metálico
- Agua destilada

Reactivos

- Soluciones Buffer, pH: 4.01, 7.00 y 10.01, de cualquier marca certificada disponible en el mercado.

Procedimiento

- Calibrar el equipo
- Enjuagar completamente el electrodo con agua destilada y luego con muestra
- Traspasar una buena cantidad de muestra (aprox. 50 ml) a un erlenmeyer previamente purgado

- Colocar una barra magnética y mantener agitación suave para lograr una medición más precisa
- Introducir el electrodo en la muestra
- Esperar a que estabilice la lectura en el display del equipo, aproximadamente 30 segundos, para registrar el pH de la muestra
- Sacar el electrodo y enjuagarlo con agua destilada y colocar su respectivo protector del bulbo.

2550.B-Cálculo de la temperatura.

Este es un parámetro que se realiza *in situ* con el propósito de alcanzar la mayor exactitud posible de los datos en cuestión.

Normalmente, la temperatura puede ser medida usando cualquier termómetro estándar, analógico o digital. El dispositivo debe ser capaz de distinguir cambios de temperatura de 0,1°C o menores, y equilibrarse rápidamente.

Material y método

- Termómetro
- Envase para la muestra

Una vez sustraída la muestra deberá introducirse el termómetro al agua y esperar que el termómetro realice su trabajo.

VII. ANÁLISIS Y RESULTADOS.

C. Resultados analíticos físico químicos.

Cuadro N°1: Datos de la muestra analizada.

Matriz de la muestra	Agua natural
Fuente	Grifo
Identificación de la muestra	P38O
Lugar y/o comunidad	RURD UNAN-Managua
Municipio, Departamento	Managua, Managua
Coordenadas	12°6` 21" N, 86°16` 12" E
Elevación	207 msm
Fecha de muestreo	2019-11-28
Hora de muestreo	11 h 13 min
Código de laboratorio	AN-0745
Fecha de entrega de la muestra al laboratorio	2019-11-28
Fecha de inicio de análisis	2019-11-28
Fecha de reporte	2019-12-20

Tabla N°9: Tabla de resultados para el análisis físico químico.

Parámetros	Método SMWW	Límite y/o rango de detección	Resultado	unidades	Valores máximos admisibles CAPRE
DBO	5210	1,00	< 1,00	mg/L	sin referencia
DQO	5220-C	10,00	< 10,00	mg/L	sin referencia
Datos de campo					
Parámetros			Resultado	Unidades	Valores máximos admisibles CAPRE
Cloro residual			0,0	mg/L	1,0 mg/L
Temperatura			18	C°	30 °C

El análisis de parámetros físico químico realizado abarca desde la determinación de la demanda bioquímica de oxígeno y la demanda química de oxígeno, hasta el

cálculo de los niveles de cloro residual presente en el agua y la temperatura de la misma. Una vez realizadas las pruebas de laboratorio se obtuvo como resultado que los niveles de DBO se encuentran por debajo de 1 mg/L, mientras que los niveles de DQO están por debajo 10 mg/L; siendo estos dos parámetros indicadores de la presencia de materia orgánica en el agua por su relación directamente proporcional. A menor demanda de oxígeno, menor es la presencia de materia orgánica.

En lo que respecta a los niveles de cloro residual, la prueba de detección de cloro demostró nula presencia de cloro residual en la muestra, con 0,0 mg/L. Ver **Tabla N°9**. La ausencia de cloro residual podría hacer referencia a malas prácticas en el proceso de potabilización en el agua de consumo, previo su distribución. Existe una estrecha relación entre la ausencia de cloro residual y la alta presencia de coliformes fecales, encontrados en las muestras de agua; ya que no encontrar la cantidad mínima de cloro establecida por las Normas CAPRE (0.5 mg/L) podría ser una señal inequívoca de un deficiente sistema de tratamiento de potabilización del agua; lo que permitiría la presencia de toda clase de microorganismos; lo que a su vez haría posible la aparición de coliformes fecales en las cantidades referidas en los resultados de las pruebas microbiológicas encontrados. Ver **Tabla N°10**. Además, se registró una temperatura de 18°C demostrando que este parámetro se encuentran el rango recomendado por las Normas CAPRE. Ver **Tabla N°9**.

B. Resultados analíticos microbiológicos.

Cuadro N°2: Datos de la muestra analizada.

Matriz de la muestra	Agua natural
Fuente	Grifo
Identificación de la muestra	P380
Lugar y/o comunidad	RURD UNAN-Managua
Municipio, Departamento	Managua, Managua
Coordenadas	12°6` 21" N, 86°16` 12" E
Elevación	207 msm
Fecha de muestreo	2019-12-10
Hora de muestreo	12 h 13 min
Código de laboratorio	AN-0745
Fecha de entrega de la muestra al laboratorio	2019-12-10
Fecha de inicio de análisis	-
Fecha de reporte	2019-12-20

Tabla N°10: Tabla de resultados para los análisis microbiológicos.

Parámetro	Método SMWW	Resultado	Límite de detección	Norma CAPRE	Unidades
Coliformes totales	9221.B	> 8,0	< 1,1	NE	NMP/100 ml
Coliformes fecales	9221.E	> 8,0	< 1,1	Negativo	NMP/100 ml
<i>E.coli</i>	9221.F	< 1,1	< 1,1	NE	NMP/100 ml

Rojo - : Valor por encima de lo recomendado

NE: No establecido.

El análisis de parámetros microbiológicos conformados por un total de tres pruebas basadas en la detección del número más probable de bacterias contenidas en 100 mL de muestra (NMP/100 mL) demostró que:

Para la prueba de Coliformes totales se obtuvo un resultado positivo mayor 8,0 NMP/100 mL. Aunque para este parámetro se carece de un límite máximo permitido por las Normas CAPRE. Ver **Tabla N°10**.

Para la prueba de coliformes fecales se obtuvo un resultado positivo mayor a 8,0 NMP/100 mL superando así el límite mínimo permitido por las Normas CAPRE. Ver **Tabla N°10**.

Una elevada proporción de los coliformes que existen en los sistemas de distribución no se debe a un fallo en el tratamiento en la planta, sino a un recrecimiento de las bacterias en las conducciones. Dado que es difícil distinguir entre recrecimiento de coliformes y nuevas contaminaciones, se admite que todas las apariciones de coliformes son nuevas contaminaciones, mientras no se demuestre lo contrario. Sin embargo, la ausencia de cloro en las muestras de agua indicaría efectivamente un inadecuado sistema de potabilización.

La presencia de coliformes ha sido documentada en fuentes de agua orgánicamente ricas o climas tropicales en ausencia de reciente contaminación fecal. Por lo tanto si se busca evidencia fehaciente de contaminación fecal, es conveniente realizar una prueba de *E.coli* a manera de un indicador más específico.

Una vez realizada la prueba de *E.coli* se obtuvo un resultado de negativo menor a 1,1 NMP/100 mL. Ver **Tabla N°10**. Esto indica que no existe contaminación por materia fecal en la fuente de agua.

VIII. CONCLUSIÓN

1. Se determinó la presencia de bacterias Coliformes tanto fecales como totales en el agua potable abastecida en el Recinto Universitario Rubén Darío, en cantidades excedentes a las 8,0 bacterias contenidas por cada 100 mL de muestra. Superando la cantidad máxima permitida (0) por las Normas CAPRE.
2. Se estimaron niveles por debajo de 1,1 mg/L de DBO y DQO. Estos niveles cumplen con los establecidos por las Normas CAPRE; demostrando así nula presencia de materia orgánica en el agua de consumo abastecida en el Recinto Universitario Rubén Darío de la UNAN-Managua.
3. Se calculó la cantidad de cloro residual en 0,0 mg/, es decir, nula presencia de cloro residual en el agua potable del Recinto Universitario Rubén Darío de la UNAN-Managua. Incumpliendo los valores recomendados por las Normas CAPRE.

IX. RECOMENDACIONES

Se recomienda a la UNAN-Managua, aumentar la frecuencia de la realización de los análisis de parámetros de calidad establecidos por las Normas CAPRE disminuyendo así el lapso de tiempo entre cada análisis; para poder de esta manera llevar a cabo un mejor control de calidad. Además, de ampliar el alcance de este estudio con el fin de identificar el origen de los contaminantes.

Se recomienda dar a conocer sobre la problemática a la empresa abastecedora de agua potable; en este caso ENACAL con el objetivo de dar una solución al problema.

Por otra parte, se recomienda a la UNAN-Managua la implementación sistemas de abastecimiento exclusivos para el consumo de agua potable como bebederos, oasis, entre otros.

Se recomienda a la Empresa Nicaragüense de Acueductos y Alcantarillados mejorar los procesos de potabilización del agua, previo a su distribución.

X.BIBLIOGRAFÍA

1. Becerril, M. (2008). *Parasitología Médica*. McGraw-Hill.
2. Bofill-Mas, S., Clementes-Casares, P., Albiñana-Giménez, N., Maluquer de Motes Porta, C., Hundesa, A., & Girones, R. (2005). EFECTOS SOBRE LA SALUD DE LA CONTAMINACIÓN DE AGUA Y ALIMENTOS POR VIRUS EMERGENTES HUMANOS. *Revista Española Salud Pública vol.79*, 1-27.
3. *BVE-Biblioteca Virtual ENACAL*. (1993-1994). Obtenido de <http://biblioteca.enacal.com.ni>:
http://biblioteca.enacal.com.ni/bibliotec/Libros/pdf/CAPRE_Normas_Regional.pdf
4. Camacho Núñez, B. d., López Romero, J. d., & Martínez Alemán, N. M. (2014). CALIDAD BACTERIOLÓGICA DEL AGUA POTABLE DEL MUNICIPIO EL CRUCERO DEPARTAMENTO DE MANAGUA EN EL PERIODO DE JULIO – DICIEMBRE 2014. (Trabajo de Grado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, UNAN-Managua., Managua.
5. Carrillo Zapata, E. M., & Lozano Caicedo, A. M. (2008). *Validación del método de detección de coliformes totales y fecales en agua potable utilizando agar chromocult (Trabajo de Grado)*. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá.
6. Carroll, K., Morse, S., Mietzner, T., & Miller, S. (2015). *Jawetz, Melnick & Adelberg's Medical Microbiology 27th Edition*. McGraw-Hill Education.
7. Comisión Nacional de Agua Potable y Saneamiento CONAPAS. (2008). *Compendio Jurídico de Agua Potable y Saneamiento*. Managua.
8. Garay-Tinoco, J., Ramírez, G., & Betancourt, J. M. (2003). *Manual de técnicas analíticas para la determinación de parámetros fisicoquímicos y contaminantes marinos (aguas, sedimentos y organismos)*. Santa Marta: INVEMAR, Serie de Publicaciones Generales N° 13.
9. Mamani Mamani, L. V. (2012). *PRESENCIA DE PROTOZOARIOS Y HELMINTOS EN AGUA DE CONSUMO HUMANO DE LA REGIÓN MOQUEGUA. (Trabajo de Grado)*. UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN, Tacna.
10. Milton, J. S. (2007). *Estadística para biología y ciencias de la salud, 3ra edición ampliada*. Madrid: McGraw-Hill/Interamericana de España, S. A. U.

11. Organización Mundial de la Salud (OMS). (2008). *Organización Mundial de la Salud*. Obtenido de Organización Mundial de la Salud Web Site.: https://www.who.int/water_sanitation_health/dwq/gdwq3_es_full_lowres.pdf
12. Organización Mundial de la Salud. (2008). *Guías para la calidad del agua potable, tercera edición: Volumen 1 - Recomendaciones*. Ginebra: Ediciones de la OMS.
13. Prescott, L., Harley, J., & Klein, D. (2004). *Microbiología 5ta Edición*. McGraw-Hill Interamericana de España, S. A. U.
14. Rice, E. (2017). *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 23rd ed. Washington, D.C.: American Public Health Association.
15. Sánchez Hernández, E. R., & Mena Mercado, Y. A. (2012). *ANÁLISIS DE LA UTILIZACIÓN DE ESPACIOS O LOCALES DEL RECINTO UNIVERSITARIO "RUBÉN DARÍO"*. (Trabajo de grado). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, UNAN-Managua., Managua.
16. Vázquez, E. (21 de agosto de 2017). *agua.org.mx*. Obtenido de <https://agua.org.mx/contaminacion-del-agua-causas-consecuencias-soluciones/>
17. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, UNAN-Managua. (2019). *Informe de Gestión 2018*. Managua: Editorial Universitaria UNAN-Managua.